



**UNIVERSIDAD NACIONAL
“PEDRO RUIZ GALLO”
FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA
E INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**



ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA QUÍMICA

“Concentración y tiempo de remoción de la cáscara del plátano y de la pepa de uva en el tratamiento de agua del dren 4000, Lambayeque”

TESIS

**Para optar el Título Profesional de
Ingeniero Químico**

PRESENTADO POR:

Bach. Purisaca Enriquez, Juan Francisco

ASESORA:

M.Sc. Nevado Rojas, Ysabel

LAMBAYEQUE - PERÚ

2020

**“Concentración y tiempo de remoción de la cáscara del
plátano y de la pepa de uva en el tratamiento de agua del
dren 4000, Lambayeque”**

TESIS

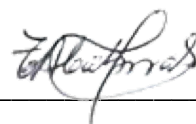
Para optar el Título Profesional de Ingeniero Químico

PRESENTADO POR:

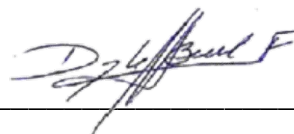
Bach. Juan Francisco Purisaca Enriquez

APROBADO ANTE EL SIGUIENTE JURADO:

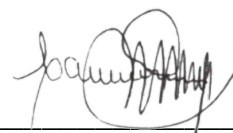
Dra. Tarcila A. Cabrera Salazar De Morales
Presidente



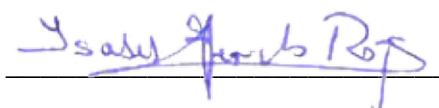
M.Sc. Doyle Isabel Benel Fernández
Secretaria



Ing. Carmen Annabella Campos Salazar
Vocal



M.Sc. Ysabel Nevado Rojas
Asesora



LAMBAYEQUE - PERÚ
2020

DEDICATORIA

Dedico este trabajo en primer lugar a Dios, por haberme dado la fortaleza, habilidad, inteligencia y perseverancia para continuar en todo momento, a pesar de que las cosas no siempre estuvieron bien.

A mi madre por ser mi brújula en todo momento y por tantos consejos para poder seguir adelante y nunca darme por vencido, a mi padre por ser mi apoyo moral y económico durante todos mis años de universidad y durante esta etapa final de esta hermosa etapa universitaria; porque gracias a los dos puedo seguir escalando y dando pasos pequeños agigantados en mi vida personal y profesional.

A mis hermanos Sharon, Fátima y José Manuel, quienes con su apoyo me apoyaron para lograr esta meta.

A todas las personas que estuvieron en este largo camino, por haberme apoyado en cada momento de esta etapa.

AGRADECIMIENTO

En primer lugar, a Dios por la fuerza e inteligencia para sobrellevar cada obstáculo presentado durante este largo recorrido.

A mis padres y mis hermanos, por el apoyo moral y económico, la paciencia y la comprensión.

Un agradecimiento especial a mi asesora de tesis la M.Sc. Ysabel Nevado Rojas, por todo el apoyo, el tiempo y la paciencia en este largo recorrido. Y que con sus conocimientos, experiencia, dedicación y consejos me motivaron a culminar esta etapa.

Mi más sincero agradecimiento a la Empresa Prestadora de Servicios de Lambayeque EPSEL S.A., por haberme proporcionado sus ambientes del laboratorio de la Oficina de Control de Calidad, sus materiales y equipos para llevar a cabo la presente investigación.

A las Ing. Maria Graciela Olguín Cuzquen, Jesús Teresa Burgos, Milagros Sanchez, Lizeth Regalado, los Lic. Nicolás Suarez y Susan Soto Balarezo, y a todo el personal de la Oficina de Control de Calidad de EPSEL S.A. por todas las enseñanzas, paciencia, amistad y todo el apoyo brindado en esta etapa.

A la Señora Mercedes Sencio Barrera, conocida por todos en la facultad como “Doña Meche” por su tiempo, dedicación y consejos.

A mi compañero y amigo Franklin Salvador Chozo Calderón, con quien empecé este proceso, pero por motivos ajenos no pudimos concluirlo juntos, por todo tu tiempo, apoyo y dedicación, muchas gracias.

A todos y cada uno de ellos quiero darles las gracias, ya que sin cada uno de ellos esto no hubiese sido posible.

INDICE GENERAL

DEDICATORIA.....	0
RESUMEN.....	7
ABSTRACT	8
INTRODUCCIÓN	9
I. MARCO TEÓRICO.....	11
1.1. ANTECEDENTES	11
1.2. MARCO LEGAL.....	12
1.3. AGUA.....	15
1.3.1. CARACTERÍSTICAS DEL AGUA	18
1.3.1.1. CARACTERÍSTICAS FÍSICAS	19
1.3.1.2. CARACTERÍSTICAS QUÍMICAS	24
1.3.1.3. CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS	28
1.4. CONSECUENCIAS PRODUCIDAS POR LA CONTAMINACIÓN	29
1.5. AGUAS RESIDUALES.....	30
1.5.1. DEFINICIÓN Y ORIGEN DE LAS AGUAS RESIDUALES	30
1.5.2. CARACTERÍSTICAS DE LAS AGUAS RESIDUALES	31
1.5.3. OBJETIVOS DEL TRATAMIENTO DEL AGUA RESIDUAL	32
1.6. PROCESO DE COAGULACIÓN.....	32
1.6.1. SUSTANCIAS QUÍMICAS EMPLEADAS.....	33
1.6.2. SUSTANCIAS NATURALES UTILIZADAS	34
1.6.3. TIPOS DE COAGULACIÓN.....	34
1.7. PROCESO DE FLOCULACIÓN.....	34
1.8. PROCESO DE SEDIMENTACIÓN.....	35
1.9. PRUEBA DE JARRAS	35
1.10. UVA.....	36
1.10.1. PARTES DE LA UVA	36
1.10.2. VARIEDADES EN ESTUDIO.....	39
1.11. PLÁTANO.....	41
1.11.1. PARTES DEL PLÁTANO	41
1.11.2. TANINOS EN LA CÁSCARA	42
II. MATERIALES Y MÉTODOS	43
2.1. POBLACIÓN	43
2.2. MUESTRA DE ESTUDIO	43
2.3. VARIABLES DE ESTUDIO.....	48
2.4. OBJETIVOS	48
2.4.1. OBJETIVO GENERAL.....	48
2.4.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	48

2.5. PROCEDIMIENTOS GENERALES	48
2.5.1.1. RECOLECCION DE LA MATERIA PRIMA.....	50
2.5.1.2. ACONDICIONAMIENTO DE LA MATERIA PRIMA.....	50
2.5.2. RECOLECCION DE LA MUESTRA DE AGUA RESIDUAL	51
2.5.3. ANÁLISIS FISICOQUIMICOS, MICROBIOLÓGICOS Y QUÍMICOS DEL AGUA RESIDUAL RECOLECTADA	52
2.5.4. SIMULACIÓN MEDIANTE EL EQUIPO DE PRUEBA DE JARRAS	52
2.5.5. DETERMINAR LA CANTIDAD ÓPTIMA DE LAS DISTINTAS MATERIAS PRIMAS EN ESTUDIO COMO COAGULANTE	52
III. RESULTADOS.....	69
IV. DISCUSIÓN	91
V. CONCLUSIONES	95
VI. RECOMENDACIONES	97
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	98
VIII. ANEXOS.....	103
ANEXO 1 TOMA Y CONSERVACIÓN DE MUESTRAS	103
ANEXO 2 LIMITES MÁXIMOS PERMISIBLES SEGÚN DS 003-2010 MINAM.....	119
ANEXO 3 FOTOGRAFIAS.....	121
ANEXO 4 CÁLCULOS	123
ANEXO 5 MÉTODOS UTILIZADOS.....	128

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 Diferentes formas de sólidos presentes en el agua.....	21
Figura 2 Escala de pH.....	26
Figura 3 Corte longitudinal de las pepitas.....	38
Figura 4 Pepitas de uva.....	38
Figura 5 Uva Tacama.....	40
Figura 6 Uva Italia.....	40
Figura 9 Fruto del banano.....	42
Figura 10 Punto 2 de muestreo ubicado a mitad del Dren 4000;.....	45
Figura 11 Mapa del Dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque.....	46
Figura 12 Puntos de muestreo ubicados en el mapa del Dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque.....	47
Figura 13 Flujograma de la etapa experimental de la investigación.....	49
Figura 14 Acondicionamiento de la cáscara del plátano verde.....	51
Figura 15 Acondicionamiento de la pepa de uva Red globe, Italia, Tacama.....	51
Figura 16 Diagrama de la Etapa # 01 en el punto 1.....	55
Figura 17 Diagrama de la Etapa # 01 en el punto 3.....	55
Figura 18 Diagrama de la Etapa # 02 en el punto 1.....	56
Figura 19 Diagrama de la Etapa # 02 en el punto 3.....	56
Figura 20 Diagrama de la Etapa # 01 en el punto 1.....	60
Figura 21 Diagrama de la Etapa # 01 en el punto 3.....	60
Figura 22 Diagrama de la Etapa # 01 en el punto 1.....	61
Figura 23 Diagrama de la Etapa # 01 en el punto 3.....	61
Figura 24 Diagrama de la Etapa # 01 en el punto 1.....	62
Figura 25 Diagrama de la Etapa # 01 en el punto 3.....	62
Figura 26 Diagrama de la Etapa # 02 en el punto 1.....	65
Figura 27 Diagrama de la Etapa # 02 en el punto 3.....	66
Figura 28 Diagrama de la Etapa # 02 en el punto 1.....	66
Figura 29 Diagrama de la Etapa # 02 en el punto 3.....	67
Figura 30 Diagrama de la Etapa # 02 en el punto 1.....	67
Figura 31 Diagrama de la Etapa # 02 en el punto 3.....	68

LISTA DE TABLAS

Tabla 1 Límites máximos permisibles para los efluentes de PTAR.....	15
Tabla 2 Umbral de olor de compuestos olorosos asociados con aguas residuales crudas	23
Tabla 3 Problemas de contaminación, sus efectos y variables asociadas con la calidad del agua	30
Tabla 4 Composición bromatológica del plátano.....	42
Tabla 5 Puntos para muestrear a lo largo del dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque	44
Tabla 6 Caracterización del agua del dren 4000 en el punto 3.	69
Tabla 7 Caracterización del agua del dren 4000 en el punto 1	69
Tabla 8 Resultados de prueba de jarras en la etapa 1 con cáscara de plátano verde	71
Tabla 9 Resultados de prueba de jarras en la etapa 1 con cáscara de plátano verde	72
Tabla 10 Resultados de prueba de jarras en la etapa 2 con cáscara de plátano verde	73
Tabla 11 Resultados de prueba de jarras en la etapa 2 con cáscara de plátano verde	74
Tabla 12 Resultados de prueba de jarras en la etapa 1 con pepa de uva Italia.....	75
Tabla 13 Resultados de prueba de jarras en la etapa 1 con pepa de uva Italia.....	76
Tabla 14 Resultados de prueba de jarras en la etapa 2 con pepa de uva Italia.....	77
Tabla 15 Resultados de prueba de jarras en la etapa 2 con pepa de uva Italia.....	78
Tabla 16 Resultados de prueba de jarras en la etapa 1 con pepa de uva Red Globe	79
Tabla 17 Resultados de prueba de jarras en la etapa 1 con pepa de uva Red Globe	80
Tabla 18 Resultados de prueba de jarras en la etapa 2 con pepa de uva Red Globe	81
Tabla 19 Resultados de prueba de jarras en la etapa 2 con pepa de uva Red Globe	82
Tabla 20 Resultados de prueba de jarras en la etapa 1 con pepa de uva Tacama	83

Tabla 21 Resultados de prueba de jarras en la etapa 1 con pepa de uva Tacama	84
Tabla 22 Resultados de prueba de jarras en la etapa 2 con pepa de uva Tacama	85
Tabla 23 Resultados de prueba de jarras en la etapa 2 con pepa de uva Tacama	86
Tabla 24 Resultados de los análisis fisicoquímicos en el punto 1, semana 1	87
Tabla 25 Resultados de los análisis fisicoquímicos en el punto 1, semana 2	88
Tabla 26 Resultados de los análisis fisicoquímicos en el punto 1, semana 3	89
Tabla 27 Resultados de los análisis fisicoquímicos en el punto 1, semana 4	90

RESUMEN

Se desarrolló la investigación con el objetivo de determinar la concentración y tiempo de remoción de la cáscara del plátano y de la pepa de uva en el tratamiento de agua del dren 4000, Lambayeque; se obtuvo la muestra en dos puntos de monitoreo, se analizaron los parámetros de pH, color, conductividad, turbidez, DBO₅, DQO, coliformes fecales y coliformes totales de la muestra en estudio antes y después del diseño experimental aplicado, durante los meses de Marzo a Julio del 2018.

Mediante la prueba de jarras en un gradiente de velocidad rápida de 200 rpm por 1 minuto, una velocidad lenta de 45 rpm por 14 minutos y un tiempo de sedimentación de 30 minutos, se calculó la dosis óptima de la pepa de uva de variedades Red Globe, Italia y Tacama, siendo estas 0.45 g/L, 0.4 g/L y 0.4 g/L respectivamente, mientras que para la cáscara de plátano fue de 0.3 g/L y se determinó a un gradiente de velocidad rápida de 150 rpm por 1 minuto, manteniendo los mismos valores para los demás parámetros, éstas cumplieron la función de coagulante en agua el residual, evidenciándose la mejor eficiencia en la pepa de uva Italia siendo 73.7% para turbidez, 32.4% para DBO₅, 34.3% para DQO, 58.6% para coliformes totales y 26.1% para coliformes fecales.

ABSTRACT

The research was carried out with the objective of determining the concentration and removal time of the banana peel and grape seed in the water treatment of drain 4000, Lambayeque; The sample was obtained at two monitoring points, the parameters of pH, color, conductivity, turbidity, BOD₅, COD, faecal coliforms and total coliforms of the study sample were analyzed before and after the applied experimental design, during the months of March as of July 2018.

Using the jar test on a fast speed gradient of 200 rpm for 1 minute, a slow speed of 45 rpm for 14 minutes and a settling time of 30 minutes, the optimal dose of the Red Globe grape variety was calculated. , Italia and Tacama, these being 0.45 g / L, 0.4 g / L and 0.4 g / L respectively, while for banana peel it was 0.3 g / L and it was determined at a fast speed gradient of 150 rpm per 1 minute, keeping the same values for the other parameters, they fulfilled the function of coagulant in residual water, showing the best efficiency in the Italian grape seed, being 73.7% for turbidity, 32.4% for BOD₅, 34.3% for COD, 58.6% for total coliforms and 26.1% for fecal coliforms.

INTRODUCCIÓN

La contaminación del agua mayormente es causada por la emisión de aguas residuales domésticas o urbanas y efluentes industriales, así como de residuos agrícolas y los diversos contaminantes que llegan a los cursos de agua, sin ningún tipo de tratamiento. El vertimiento de aguas contaminantes está provocando un impacto negativo en el ecosistema marino, puesto que los océanos son utilizados como vertederos para las descargas de efluentes; estos efluentes que desembocan en la zona limítrofe costera son llevados o transportados por medio de canales denominados drenes.

Según la Fiscalía Ambiental de Lambayeque, el dren 4000 en los distritos Santa Rosa, La Victoria y Chiclayo; el dren 2000 en los distritos de San José y Lambayeque; el dren 3100 en los distritos de Pimentel, La Victoria y Chiclayo, y el dren 3000 en Pimentel y Chiclayo, evacúan aguas residuales y desperdicios en el mar de las playas hasta donde llegan. Lo más alarmante para el fiscal de medio ambiente, Oswaldo Chancafe Grey, es que a lo largo de los drenes podemos encontrar basura, barro, conexiones de desagües clandestinas de fábricas ilegales, prostíbulos o viviendas, afirmando también que los drenes que deberían escurrir las aguas de riego agrícola terminan llevando basura y hasta coliformes termotolerantes (heces). (República, 2019)

La situación empeora con la falta de limpieza y la ausencia de acciones de control de los vertimientos de aguas servidas. Incluso, algunos agricultores utilizan las aguas contaminadas de los drenes 4000 y 3100 para regar sus cultivos, generando un peligro a la salud de sus consumidores.

Una de las fuentes contaminantes que llama más la atención de las autoridades regionales fue encontrada en el vertimiento de aguas residuales del dren 4000 ubicado en el distrito de Santa Rosa, departamento de Lambayeque, el mismo que desemboca en el mar del mencionado distrito, además se notó que las aguas contaminantes que se desechan del terminal pesquero ECOMPHISA van de manera directa a la zona marino-costera,

afectando la calidad del agua, que funciona como hábitat de los peces; los mismos que posteriormente son capturadas por pescadores artesanales, quienes los ponen en venta para el consumo humano afectando directamente la salud de la población. (Rodríguez M. , 2013)

Debido a esta problemática expuesta anteriormente, en la presente investigación se plantea un tipo de tratamiento para el agua residual utilizando las pepas de uva de las variedades Red globe, Tacama e Italia y la cáscara del plátano verde, mediante el método de coagulación-floculación. Dejando de lado el uso de coagulantes químicos como el sulfato de aluminio, el cloruro férrico, el sulfato de Aluminio, entre otras sales. Procediendo a hacer muestreos periódicos del agua que discurre por el dren 4000, y usando el método de prueba de jarras, se determinó que en un gradiente de velocidad rápida de 200 rpm por 1 minuto, una de velocidad lenta de 45 rpm por 14 minutos y un tiempo de sedimentación de 30 minutos, se calculó la dosis óptima de la pepa de uva de variedades Red Globe, Italia y Tacama, siendo estas 0.45 g/L, 0.4 g/L y 0.4 g/L respectivamente, mientras que para la cáscara de plátano verde fue de 0.3 g/L y se determinó a un gradiente de velocidad rápida de 150 rpm por 1 minuto, una de velocidad lenta de 45 rpm por 14 minutos y un tiempo de sedimentación de 30 minutos, las cuales cumplieron la función de coagulante en agua residual, evidenciándose la mejor eficiencia en la pepa de uva Italia siendo 73.7% para turbidez, % para DBO₅, 34.3% para DQO, 58.6% para coliformes totales y 26.1% para coliformes fecales, mientras que en la cáscara de plátano verde la mejor eficiencia fue de 61.4% para turbidez, 25% para color, 29% para DBO₅, 17.5% para DQO, 67.4% para coliformes totales y 92.4% para coliformes fecales, en la pepa de uva Red globe la mejor eficiencia fue de 49.5 % para turbidez, 45.5% para color, 20.9% para DBO₅, 16.1% para DQO, 97.3% para coliformes totales y 92.7% para coliformes fecales, y para la pepa de uva Tacama la mejor eficiencia fue de 70.6 % para turbidez, 14.3% para color, 17.2% para DBO₅, 17.9% para DQO, 48.9% para coliformes totales y 46.9% para coliformes fecales.

Con esto se determinó que las materias primas arriba mencionadas funcionan como coagulantes para el tratamiento de agua residual, disminuyendo los valores de la turbidez, el DBO₅, el DQO, los coliformes totales y los coliformes fecales, además se redujo el olor del agua residual. Atacando así el problema latente de la contaminación del agua que discurre por el dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque.

I. MARCO TEÓRICO

1.1. ANTECEDENTES

En la búsqueda de coagulantes y floculantes orgánicos, Caldera (2007) realiza un trabajo en el que evalúa la eficiencia de las semillas de Moringa oleífera como coagulante alternativo en la potabilización del agua. Demostrando la eficiencia de las semillas de Moringa oleífera para remover la turbidez desde 75 a 150 NTU a valores mínimos de 14,9 y 8,5 NTU, respectivamente. Las concentraciones óptimas del coagulante obtenido para los valores de turbidez inicial anteriormente mencionados fueron de 500 ppm y 400 ppm, respectivamente. Dando porcentajes de remoción para dichas concentraciones de 80,1 % y 94,3 %. El coagulante presentó mayor eficiencia a mayores valores de turbidez inicial y después del proceso de filtración.

García (2013), realiza un estudio comparativo entre un coagulante sintético, Policloruro de Aluminio (PCA), el cual es uno de los coagulantes químicos más usados en el proceso de potabilización del agua a nivel mundial, con un coagulante natural (obtenido de las semillas de teberinto), concluyendo que la eficiencia de remoción de la turbidez en aguas sintéticas (350 NTU) con semillas de teberinto (*Moringa oleífera*) desengrasada varía entre 99.77 a 99.81%, mientras que con PCA se obtuvo un promedio de remoción de la turbidez de 99.83%, dando así resultados favorables.

Gonzales (2012) evalúa la eficiencia de la actividad coagulante del polvo de la tuna (*Opuntia ficus indica*) concluyendo que el coagulante natural alcanzó una eficiencia satisfactoria (84.52%), además logró remover un gran porcentaje de turbidez (85.76 %) y de color (57.14%) presente en el agua cruda, utilizando dosis similares a la de los coagulantes metálicos con mayor uso en la actualidad para los procesos de tratamiento de agua potable.

Bravo (2016) por su parte realiza una evaluación de la utilización de un floculante natural extraído de semillas de *Caesalpinia spinosa* (Tara) como un método de descontaminación de aguas de río. Demostrando la eficiencia de la goma extraída de dichas semillas en la remoción de valores de turbidez inicial desde 42.6 NTU hasta valores mínimos de 8.92 NTU. La concentración óptima del coagulante-floculante para mayor remoción de la turbidez fue de 3000 ppm, a una velocidad de agitación rápida menor de 200 rpm durante 1 minuto y medio; y velocidad de agitación lenta mayor de 45 rpm, durante 25 minutos. Cabe resaltar que todas las pruebas se realizaron a un pH aproximadamente neutro.

1.2. MARCO LEGAL

A continuación, se detallan las principales leyes y decretos, con sus respectivos artículos en los que se detalla la normativa legal vigente; en esta normativa nos basaremos para tomar en cuenta el tipo de agua que tomaremos como agua de muestra. Basándonos en los Límites máximos permisibles (LMPs), establecidos en el Decreto Supremo 003-2010-MINAM, determinaremos si el agua a muestrear en los distintos puntos en los que tomaremos la muestra para la investigación requiere aplicarse tratamiento o no.

1.2.1. LEY N° 29338.- LEY DE RECURSOS HÍDRICOS

“Artículo 79°. - Vertimiento de agua residual. La Autoridad Nacional autoriza el vertimiento del agua residual tratada a un cuerpo natural de agua

continental o marina, previa opinión técnica favorable de las Autoridades Ambiental y de Salud sobre el cumplimiento de los Estándares de Calidad Ambiental del Agua (ECA-Agua) y Límites Máximos Permisibles (LMP). Queda prohibido el vertimiento directo o indirecto de agua residual sin dicha autorización. En caso de que el vertimiento del agua residual tratada pueda afectar la calidad del cuerpo receptor, la vida acuática asociada a este o sus bienes asociados, según los estándares de calidad establecidos o estudios específicos realizados y sustentados científicamente, la Autoridad Nacional debe disponer las medidas adicionales que hagan desaparecer o disminuyan el riesgo de la calidad del agua, que puedan incluir tecnologías superiores, pudiendo inclusive suspender las autorizaciones que se hubieran otorgado al efecto. En caso de que el vertimiento afecte la salud o modo de vida de la población local, la Autoridad Nacional suspende inmediatamente las autorizaciones otorgadas.

Corresponde a la autoridad sectorial competente la autorización y el control de las descargas de agua residual a los sistemas de drenaje urbano o alcantarillado.”

“Artículo 80°. - Autorización de vertimiento.

Todo vertimiento de agua residual en una fuente natural de agua requiere de autorización de vertimiento, para cuyo efecto debe presentar el instrumento ambiental pertinente aprobado por la autoridad ambiental respectiva, el cual debe contemplar los siguientes aspectos respecto de las emisiones:

1. Someter los residuos a los necesarios tratamientos previos.
2. Comprobar que las condiciones del receptor permitan los procesos naturales de purificación.

La autorización de vertimiento se otorga por un plazo determinado y prorrogable, de acuerdo con la duración de la actividad principal en la que se usa el agua y está sujeta a lo establecido en la Ley y en el Reglamento.”

1.2.2. REGLAMENTO DE LA LEY N° 29338 – LEY DE RECURSOS HÍDRICOS, APROBADO POR DECRETO SUPREMO N° 001-2010-AG

“Artículo 133°. - Condiciones para autorizar el vertimiento de aguas residuales tratadas.

133.1 La Autoridad Nacional del Agua podrá autorizar el vertimiento de aguas residuales únicamente cuando:

- a. Las aguas residuales sean sometidas a un tratamiento previo, que permitan el cumplimiento de los Límites Máximos Permisibles – LMP.
- b. No se transgredan los Estándares Nacionales de Calidad Ambiental para Agua, ECA – Agua en el cuerpo receptor, según las disposiciones que dicte el Ministerio del Ambiente para su implementación.
- c. Las condiciones del cuerpo receptor permitan los procesos naturales de purificación.
- d. No se cause perjuicio a otro uso en cantidad o calidad del agua.
- e. No se afecte la conservación del ambiente acuático.
- f. Se cuente con el instrumento ambiental aprobado por la autoridad ambiental sectorial competente.
- g. Su lanzamiento submarino o subacuático, con tratamiento previo, no cause perjuicio al ecosistema y otras actividades lacustre, fluviales o marino costeras, según corresponda.

133.2 La Autoridad Nacional del Agua, dictará las disposiciones complementarias sobre características de los tratamientos y otras necesarias para el cumplimiento de la presente disposición.”

1.2.3. **D.S. 003-2010 MINAM** en él se aprueban los límites máximos permisibles (LMPs) para los efluentes de plantas de tratamiento de

aguas residuales domésticas o municipales, y que en la tabla 1 se detallan dichos límites.

Tabla 1

Límites máximos permisibles para los efluentes de PTAR

PARÁMETRO	UNIDAD	LMP DE EFLUENTES PARA VERTIDOS A CUERPOS DE AGUAS
<i>Aceites y grasas</i>	mg/L	20
<i>Coliformes Termotolerantes</i>	NMP/100 mL	10,000
<i>Demanda Bioquímica de Oxígeno</i>	mg/L	100
<i>Demanda Química de Oxígeno</i>	mg/L	200
<i>pH</i>	Unidad	6.5 – 8.5
<i>Sólidos Totales en suspensión</i>	mL/L	150
<i>Temperatura</i>	°C	<35

Nota. Recuperado de Tratamiento de aguas residuales en pequeñas poblaciones. 2010 por el D.S. 003-2010 MINAM

1.3. AGUA

El agua representa el elemento fundamental para la vida, ya que es el constituyente más importante del organismo humano y del mundo en el que vivimos, teniendo esta gran influencia en los procesos bioquímicos que ocurren en la naturaleza. Esta influencia no solo se debe a sus propiedades

fisicoquímicas como molécula bipolar sino también a los constituyentes orgánicos e inorgánicos que se encuentran en ella. Se considera que el agua es un solvente universal, debido a que es capaz de disolver o dispersar la mayoría de las sustancias con las que tiene contacto, sean estas sólidas, líquidas o gaseosas, y de formar iones, complejos solubles e insolubles, coloides o simplemente partículas dispersas de diferente tamaño y peso. (Aguilar, Utilización de las semillas de tara (*caesalpinia spinosa*) como ayudante de coagulación en el tratamiento de aguas., 2010)

El agua es uno de los recursos vitales para el desarrollo sostenible y social de las comunidades, que en sus actividades diarias utilizan este recurso para la preparación de alimentos y de aseo personal, entrando en contacto directo con el mismo. A su vez, la calidad del agua es un factor determinante de las condiciones de vida y trabajo de una región. (Tuesca, 2015) A aquellas características que posee el agua, ya sea que se encuentre contaminada o no, se les conoce como propiedades del agua. Las propiedades son las características que distinguen al agua de los demás líquidos. (Sierra, 2011; Tuesca, 2015). A continuación, se describen las principales propiedades del agua.

Densidad

La densidad se mide como masa por unidad de volumen. El agua tiene su máxima densidad a 4°C y disminuye a partir de ahí con la temperatura, lo que hace que la densidad del hielo sea inferior a la del agua líquida y, por lo tanto, flote en ella. Esta aparente anomalía se debe a la forma de la estructura molecular del agua. La densidad se expresa en tres formas distintas:

- i) Masa por unidad de volumen, ρ (g/cm³).
- ii) Peso específico, γ , o fuerza por unidad de volumen (g/m²/s²).
- iii) Gravedad específica, $s = \rho/\rho_0$ ó γ/γ_0 . El subíndice cero denota la densidad a una temperatura estándar o de referencia. (Sierra, 2011)

Viscosidad

La viscosidad se puede definir en términos prácticos como la resistencia que presenta el agua a la deformación, y por ello, es análoga a la fricción interna. La viscosidad del agua se expresa en una de las dos formas siguientes:

En el agua, la viscosidad disminuye regularmente con la temperatura. La viscosidad cambia más rápidamente que la densidad y por esto afecta notablemente todos los procesos de tratamiento del agua.

La viscosidad es importante porque interviene en el cálculo del número de Reynolds y en los procesos de coagulación y floculación en el tratamiento del agua. (Sierra, 2011)

- i) viscosidad absoluta o dinámica, “ μ ”, o masa por unidad de longitud y tiempo (poise = newton*s/m²)
- ii) viscosidad cinemática $\nu = \mu/\rho$, o longitud elevada al cuadrado por unidad de tiempo (stokes = m²/s)

Calor específico (CE)

Es la cantidad de calor necesario para elevar 1°C la temperatura de un gramo de agua. En la mayoría de los líquidos el calor específico aumenta con la temperatura, pero en el agua tiene su mínimo a 35°C, y este valor es mucho más elevado que en compuestos tales como el alcohol, el benceno, etc., que tienen valores de CE de 0,4 a 0,6 cal/g °C, mientras que el CE del agua es de 1 cal/g °C. En otras palabras, se necesita una gran cantidad de calor para poder elevar la temperatura del agua, lo que hace muy costosos los procesos de tratamiento de agua como la destilación. (Sierra, 2011). A continuación, se detalla la ecuación del calor específico.

$$Q = cm\Delta T$$

Donde:

Q: calor añadido

c: calor específico ($\text{J}\cdot\text{kg}^{-1}\cdot\text{K}^{-1}$)

m: masa (kg)

ΔT : cambio de temperatura ($^{\circ}\text{K}$)

Tensión superficial

Entre las moléculas de un líquido se presentan fuerzas naturales de atracción internas denominadas fuerzas de Van der Waals. En el agua, las moléculas de la capa superficial están, por una parte, atraídas entre sí y por otra parte, atraídas por las moléculas de las capas inferiores formándose en la superficie como una película que es difícil de romper. Es por esto que muchos elementos más densos que el agua flotan en ella. La energía necesaria para romper la capa por unidad de área es a lo que se le conoce como tensión superficial.

La tensión superficial se expresa en unidades de fuerza por unidad de longitud (julios/m) y es importante en procesos de tratamiento del agua para remover grasas, aceites y detergentes. (Sierra, 2011) A continuación, se detalla la ecuación de la tensión superficial.

$$\gamma = \frac{\Delta F}{2.2\pi R}$$

Donde:

γ : tensión superficial (N/m)

ΔF : la fuerza que mide el dinamómetro (Newton)

R: el radio del anillo (m)

1.3.1. CARACTERÍSTICAS DEL AGUA

Las características físicas tienen directa incidencia sobre las condiciones estéticas y de aceptabilidad, puesto que tienden a impresionar a los sentidos

(vista, olfato, entre otros). Estas son muy importantes al momento de evaluar la calidad del agua ya que, depende del color del agua para determinar si su grado de turbidez es alto o bajo, el olor del agua puede determinar si se en ella se encuentra materia orgánica en descomposición o si está mezclada con alguna sustancia en específica y así con cada una de estas características.

1.3.1.1. CARACTERÍSTICAS FÍSICAS

Turbidez o turbiedad

Sierra (2011) afirma que la turbiedad es la capacidad que tiene el material suspendido en el agua para obstaculizar el paso de la luz, la cual es producida por una gran variedad de causas; en las que destaca la erosión natural de las cuencas, la cual aporta sedimentos a los cauces de los ríos; y la contaminación causada por la industria o por desechos domésticos.

Silva (1969) señala que la turbidez de un agua depende de la cantidad de materia suspendida en ella y se determina por la menor o mayor transparencia de la muestra de agua, y a la vez dice que la turbidez la causa principalmente la arcilla, esta idea es complementada por Aguilar (2010) quien afirma que la turbidez es originada por las partículas en suspensión o coloidales (arcillas, limo, tierra finamente dividida, entre otras).

“La medición de la turbiedad se realiza mediante un turbidímetro o nefelómetro. Las unidades utilizadas son, por lo general, unidades nefelométrías de turbidez (UNT)”. (Aguilar, Utilización de las semillas de tara (caesalpinia spinosa) como ayudante de coagulación en el tratamiento de aguas., 2010)

Sólidos y residuos

Según Aguilar (2010) es la materia remanente luego de evaporar y secar una muestra de agua a una determinada temperatura, y que, según el tipo

de asociación con el agua, los sólidos pueden encontrarse suspendidos o disueltos; los sólidos disueltos se calculan pasando la muestra por un papel de filtro y luego determinando los sólidos totales del filtrado. Si se somete la muestra filtrada a evaporación en una mufla a aproximadamente 600 °C y se pesa el residuo se obtienen los sólidos disueltos fijos (SDF). Por diferencia se determinan los sólidos disueltos volátiles (SDV). Los sólidos suspendidos fijos (SSF) y los sólidos suspendidos volátiles (SSV) se determinan de forma análoga a los SDF y SDV. (Sierra, 2011); esto lo podemos apreciar en la figura 1. Rodríguez (2014) complementa que éstos pueden afectar el agua o adversamente la calidad del efluente. Cabe resaltar que la cantidad y naturaleza de los sólidos presentes en el agua varía ampliamente.

Los sólidos totales (ST) se dividen en sólidos suspendidos (SS), los cuales se determinan restando los sólidos disueltos de los sólidos totales, estos sólidos son, tal vez, el tipo de sólidos más importantes de determinar en los estudios de calidad del agua en nuestro medio, principalmente porque se utilizan para el cobro de las tasas retributivas y el diseño de plantas de tratamiento de aguas residuales; y sólidos disueltos (SD), quienes se encuentran en mayor proporción, siendo estos principalmente sales y gases. (Sierra, 2011)

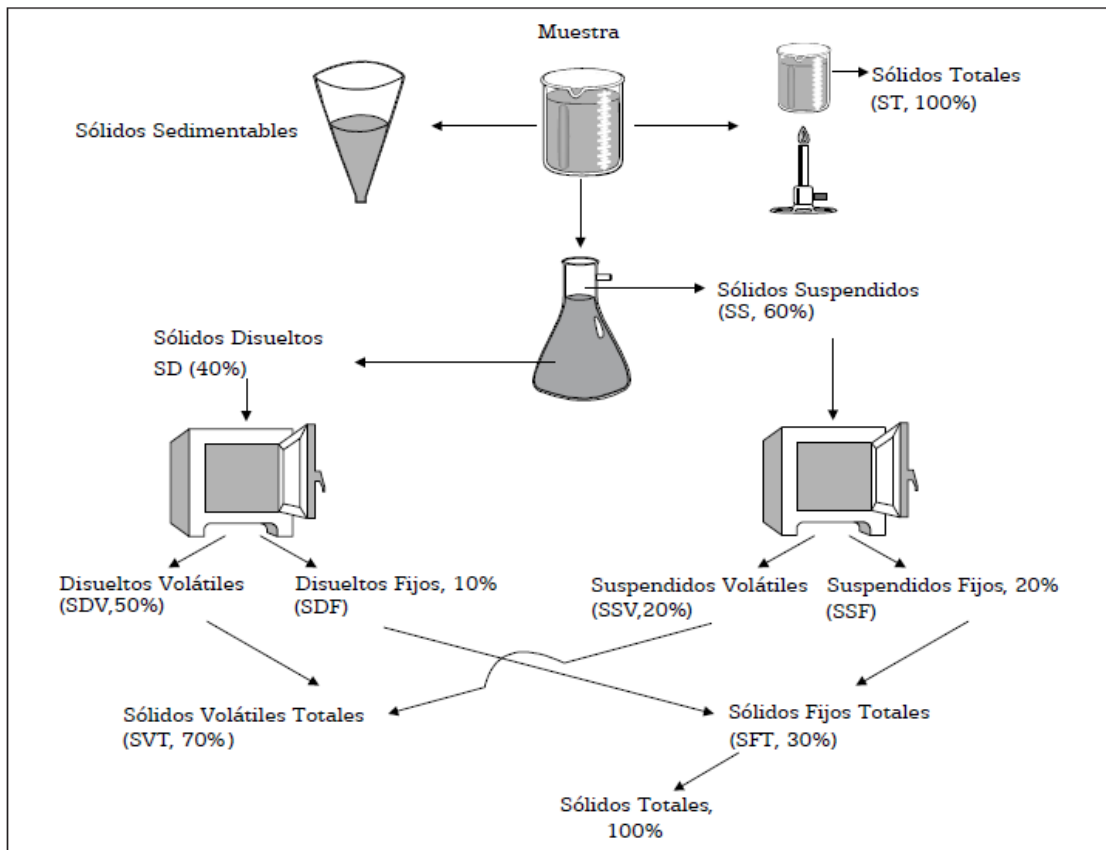


Figura 1 Diferentes formas de sólidos presentes en el agua.

Nota: Sierra 2011

Color

Aguilar (2010) fórmula que esta característica del agua puede estar ligada a la turbiedad o presentarse independientemente de ella. Aunque no es posible establecer las estructuras químicas fundamentales de las especies responsables del color. Por otro lado, Sierra (2011) menciona que, aunque el color está íntimamente ligado a la turbiedad, el color en el agua puede considerarse como una característica independiente, debido a que la turbiedad se genera por partículas de gran tamaño (diámetros $>10^{-3}$ mm), el color se considera generado por sustancias disueltas y por los coloides.

Rigola (1999) por su parte menciona que el color es la capacidad de absorber ciertas radiaciones del espectro visible y, que este no se puede atribuir a ningún constituyente en exclusiva, aunque ciertos colores en aguas naturales son indicativos de la presencia de ciertos contaminantes. El agua

pura solo es azulada en grandes espesores. En general presenta colores inducidos por materiales orgánicos de los suelos vegetales, como el color amarillento debido a los ácidos húmicos. La presencia de hierro puede darle color rojizo, y la del manganeso un color negro.

Olor y sabor

Los olores, solo se pueden describir por analogía en otros, por ejemplo: olor a pescado, a tierra, etc. Ya que *“estas características contribuyen el motivo principal de rechazo por parte del consumidor”* (Aguilar, Utilización de las semillas de tara (caesalpinia spinosa) como ayudante de coagulación en el tratamiento de aguas., 2010), las aguas para consumo no deben tener ni sabor ni olor alguno. (Silva, 1969).

“Las sustancias generadoras de olor y sabor en aguas crudas pueden ser compuestos orgánicos derivados de la actividad de microorganismos y algas o provenir de descargas de desechos industriales”. (Aguilar, Utilización de las semillas de tara (caesalpinia spinosa) como ayudante de coagulación en el tratamiento de aguas., 2010)

El principal compuesto de olor indeseable es el sulfuro de hidrógeno (olor a huevo podrido). Sin embargo, otros compuestos como indol, eskatol y mercaptanos, formados bajo condiciones anaerobias, pueden causar olores mucho más ofensivos que el sulfuro de hidrógeno, (WEF, 1992). La concentración umbral de detección de compuestos presentes en aguas residuales que generan malos olores se representan en la tabla 2.

Tabla 2

Umbral de olor de compuestos olorosos asociados con aguas residuales crudas

Compuestos olorosos	Fórmula química	Peso molecular	Umbral de olor, ppm	Olor característico
Amoniac	NH ₃	17.0	46.8	Amoniacal
Cloro	Cl ₂	71.0	0.314	a lejía
Crotilmercaptano	CH ₃ -CH=CH- CH ₂ -SH	90.19	0.000029	Zorrillo
Dimetilsulfuro	CH ₃ -S-CH ₃	62	0.0001	Vegetales
Difenilsulfuro	(C ₆ H ₅) ₂ S	186	0.0047	descompuestos
Etilmercaptano	CH ₃ CH ₂ -SH	62	0.00019	Coles descompuestos
Sulfuro de hidrógeno	H ₂ S	34	0.00047	Huevos podridos
Indol	C ₈ H ₆ NH	117	0.0001	Huevos podridos
Metilamina	CH ₃ NH ₂	31	21.0	Huevos podridos
Metilmercaptano	CH ₃ SH	48	0.0021	Coles descompuestos
Eskatol	C ₉ H ₉ NH	132	0.019	Materia fecal
Dióxido de azufre	SO ₂	64.07	0.009	Materia fecal
Tiocresol	CH ₃ -C ₆ H ₄ -SH	124	0.000062	Zorrillo, rancio

Nota. Tratamiento de aguas residuales en pequeñas poblaciones. 2000 por Crites & Tchbanoglous.

Temperatura

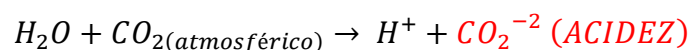
Es uno de los parámetros físicos más importantes en el agua, pues por lo general influye en el retardo o aceleración de la actividad biológica, la absorción de oxígeno, la precipitación de compuestos, la formación de depósitos, la desinfección y los procesos de mezcla, floculación, sedimentación y filtración. Múltiples factores, principalmente ambientales, pueden hacer que la temperatura del agua varíe continuamente.

La temperatura afecta a la cantidad de oxígeno que puede transportar el agua. *Por ejemplo*, el agua a menor temperatura transporta más oxígeno y todos los animales acuáticos necesitan este para sobrevivir. También influye en la fotosíntesis de plantas y algas, y la sensibilidad de los organismos frente a los residuos tóxicos. El aumento de la temperatura en nuestros ríos se puede deber a vertidos de agua caliente de plantas industriales, especialmente de agua de refrigeración. También se puede deber a aguas de escorrentía urbanas. (Aguilar, Utilización de las semillas de tara (caesalpinia spinosa) como ayudante de coagulación en el tratamiento de aguas., 2010)

1.3.1.2. CARACTERÍSTICAS QUÍMICAS

Acidez

La acidez del agua es la medida de la cantidad total de sustancias ácidas (H^+) presentes en esa agua, expresadas como partes por millón de carbonato de calcio equivalente. (Departamento de sanidad del estado de Nueva York, 2010). La acidez en las aguas naturales es ocasionada por la presencia de CO_2 o la presencia de un ácido fuerte (H_2SO_4 , HNO_3 , HCl). El CO_2 es un componente normal de las aguas naturales, entra al agua por absorción de la atmósfera, debido a que el CO_2 se produce en la descomposición biológica de la materia orgánica. (Sierra, 2011). Se conoce con el nombre de acidez mineral a la ocasionada por la presencia en el agua de ácidos fuertes. Este tipo de acidez se presenta en el agua debido a la contaminación industrial, los desechos de la industria metalúrgica y la fabricación de ácidos a escala industrial son los causantes de la acidez mineral en el agua. Sin embargo, hay casos en que aguas naturales tienen acidez mineral, por ejemplo, aguas que nacen o pasan por zonas mineras. Las aguas que contienen este tipo de acidez presentan un sabor tan desagradable que el consumidor las rechaza de inmediato. (Sierra, 2011).



Generalmente se considera que todas las aguas que tienen un pH inferior a 8,5 unidades tienen acidez. Las aguas que contienen acidez, sin importar el tipo, son corrosivas. Por lo tanto, aguas con acidez por encima de los valores permisibles deben ser tratadas. La acidez se determina en el laboratorio por medio de un análisis químico llamado titulación (método de la fenolftaleína), dichos resultados se expresan en mg/L como CaCO_3 . (Sierra, 2011)

Alcalinidad

Según el Departamento de sanidad del estado de Nueva York (2010), la alcalinidad es una medida de la cantidad total de sustancias alcalinas (OH^-) presentes en el agua, y se calcula en laboratorio mediante titulación y los resultados se miden en mg/L de CaCO_3 . La alcalinidad en el agua es entendida como la capacidad que tiene para neutralizar los ácidos, también puede considerarse como la presencia de sustancias básicas en el agua, principalmente, sales de ácidos débiles o bases fuertes (sustancias caracterizadas por el radical OH^- y por la presencia de los iones $[\text{OH}^-]$, $[\text{CO}_3^{2-}]$ y $[\text{HCO}_3^-]$; por ejemplo, la soda cáustica NaOH ; en las aguas naturales la alcalinidad se debe a la presencia de iones $[\text{CO}_3^{2-}]$ y $[\text{HCO}_3^-]$ los cuales ingresan al agua debido a la acción del CO_2 sobre los materiales naturales del suelo. (Silva, 1969)

La alcalinidad es importante en el tratamiento del agua porque reacciona con coagulantes hidrolizables (como sales de hierro y aluminio) durante el proceso de coagulación y la digestión anaeróbica en el caso del tratamiento del agua residual. Además, este parámetro tiene incidencia sobre el carácter corrosivo o incrustante que pueda tener el agua y, cuando alcanza niveles altos, puede tener efectos sobre el sabor. (Aguilar, 2010)

pH

Un valor del pH igual a 7 corresponde a un agua neutra. (Que no es ni ácida y tampoco alcalina). Valores superiores a 7 no corresponden a aguas alcalinas, con un valor máximo de pH igual a 14. Valores inferiores, corresponden a aguas ácidas. (Silva, Diseño de plantas de purificación de aguas, 1969). El pH se puede medir en el campo o en el laboratorio por medio de instrumentos electrónicos (peachímetro), (Sierra, 2011).

El pH es el término utilizado para expresar la intensidad de las condiciones ácidas o básicas del agua. Por convención está definido como: $\text{pH} = -\log [\text{H}^+]$.

Por análisis químicos se sabe que el pH siempre se encuentra en una escala de 0 a 14. Es importante decir que el pH mide el grado de acidez o alcalinidad, pero no determina el valor de la acidez ni de la alcalinidad.

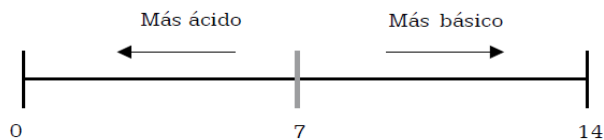


Figura 2 Escala de pH.
Nota: Sierra. 2011

Conductividad

La conductividad es una medida indirecta de los sólidos disueltos. La conductividad es un indicativo de las sales disueltas en el agua y mide la cantidad de iones especialmente de Ca, Mg, Na, P, bicarbonatos, cloruros y sulfatos. Se mide en micromhos/cm o Siemens/cm. Las aguas que contienen altas concentraciones de conductividad son corrosivas. (Sierra, 2011).

De acuerdo con la experiencia se pueden correlacionar con la siguiente expresión:

Sólidos totales disueltos (mg/L) = $0,55 \text{ a } 0,7 \times \text{conductividad } (\mu\text{mhos/cm})$

Dureza

La dureza es una propiedad química del agua caracterizada por la presencia de carbonatos, bicarbonatos, cloruros, sulfatos y ocasionalmente nitratos de calcio y magnesio. La dureza es caracterizada comúnmente por el contenido de calcio y magnesio, estas a su vez expresadas como carbonato de calcio equivalente.

Cabe resaltar que existen dos tipos de dureza, la dureza temporal o cálcica, la cual es determinada por el contenido de carbonato y bicarbonatos de calcio y magnesio, esta puede ser eliminada mediante ebullición del agua y posterior eliminación de precipitados formados por filtración; y la dureza permanente o total que está determinada por todas las sales de calcio y magnesio excepto carbonatos y bicarbonatos, esta no puede ser eliminada por ebullición del agua. (Rodríguez, 2014)

Demanda bioquímica de oxígeno (DBO)

La DBO es un parámetro que mide la cantidad de oxígeno consumido al degradar la materia orgánica de una muestra líquida, se mide determinando la cantidad de oxígeno que requieren los microorganismos (bacterias principalmente) para degradar, oxidar, estabilizar, etc. la materia orgánica. La prueba de DBO más conocida es la DBO₅. Esta prueba se realiza incubando la muestra de agua en el laboratorio y al cabo de cinco días se mide el consumo de oxígeno por parte de los microorganismos, y los resultados se reportan en mg/L de oxígeno consumido. (Sierra, 2011)

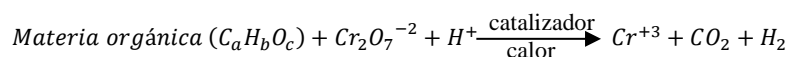
Demanda química de oxígeno (DQO)

Es definido como la cantidad de oxidante que reacciona con la muestra bajo condiciones controladas. La cantidad de oxidante consumido es expresado en términos de su equivalente en oxígeno. La DQO es una prueba ampliamente utilizada para determinar el contenido de materia orgánica de una muestra de agua. A diferencia de la DBO, en esta prueba la materia

orgánica es oxidada utilizando una sustancia química y no microorganismos. (Sierra, 2011).

Otra de las ventajas de la DQO es el poco tiempo que duración de la prueba; mientras un análisis de DBO tarda 5 días, uno de DQO demora 3 horas.

El dicromato de potasio constituye actualmente el mejor agente oxidante para la determinación de la DQO. Este compuesto tiene la capacidad de oxidar la gran mayoría de sustancias orgánicas, además, es fácil de determinar su concentración antes y después de la prueba lo cual hace que se pueda calcular el oxígeno consumido. Los valores de la DQO son mayores que los de la DBO y la diferencia aumenta con la presencia de sustancias tóxicas que hagan la muestra de agua biológicamente resistente a la degradación. (Sierra, 2011)



1.3.1.3. CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS

Las aguas crudas pueden tener una gran variedad de microorganismos. Los microorganismos en el agua pueden ser patógenos o no patógenos. Por patógenos se entienden aquellos organismos que causan enfermedad a los seres vivos mientras que por no patógenos se entiende lo contrario. Los microorganismos más importantes que se encuentran en el agua y pueden producir enfermedades son las bacterias, los virus, las algas, los hongos y algunos protozoos. Para comprobar la contaminación de un agua con desechos humanos nos servimos de una bacteria que no es patógena, pero que su presencia indica: contaminación con desechos humanos. Esta bacteria es el Bacilo de Coli. (Silva, Diseño de plantas de purificación de aguas, 1969) Las bacterias productoras de enfermedades son seres de un tamaño entre 1 y 4 micras (milésimas de milímetro) (Sierra, 2011).

Entre las enfermedades más comunes que se transmiten por el agua están: *el cólera*, que es una enfermedad diarreica producida por el *Vibrio-cólera*, como esta bacteria se remueve fácilmente por procesos de tratamientos de agua convencionales, se puede decir que esta enfermedad se transmite por el consumo de agua sin tratar o aguas tratadas deficientemente; *la gastroenteritis*, que viene a ser el nombre genérico que se le aplica a las enfermedades diarreicas que radican en el sistema gastrointestinal sin que se pueda clasificarlas específicamente, causada por la *Escherichia coli*; *la fiebre tifoidea* transmitida por la *salmonella typhosa*; *la disentería* causada por la *entamoeba hystolítica* (comúnmente conocida como ameba la bacteria y amebiasis la enfermedad); *el parasitismo en general*, ya que está comprobado que la mayoría de los parásitos del hombre (ascaris, giardias, etc.) pueden ser adquiridos por el consumo de aguas contaminadas. (Sierra, 2011)

1.4. CONSECUENCIAS PRODUCIDAS POR LA CONTAMINACIÓN

La contaminación es la introducción de un agente contaminante, que puede ser líquido, sólido o gaseoso, y que, por sus características químicas, cuando se adentra en un medio natural, causa su inestabilidad y daña el funcionamiento del ecosistema. La contaminación del agua representa un grave problema en el mundo, ya que este líquido vital es una de las principales fuentes de vida del planeta; el problema actual que se tiene surge principalmente por las descargas de residuos provenientes de actividades humanas, que de alguna manera interfieren con el uso deseable del agua. (Sierra, 2011)

El agua es considerada como contaminada cuando sus características naturales están alteradas de tal modo que la hace total o parcialmente inadecuada para el uso que se le destina, siendo estos el abastecimiento de agua potable, navegación, recreación, etc. El agua contaminada puede causar la muerte de la vida marina y destrucción de ecosistemas acuáticos, generación de enfermedades en la población humana (como hepatitis, cólera

y disentería), efectos nocivos en el desarrollo de las especies y filtraciones de napas subterráneas; debido a la extrema toxicidad de los desechos industriales y las filtraciones de basurales o desechos tóxicos enterrados, imposibilitando así su utilización para consumo humano. (Sierra, 2011)

Tabla 3

Problemas de contaminación, sus efectos y variables asociadas con la calidad del agua

Aparición del problema	Interferencia	Problemas	Variables
1. - Mortalidad de peces - Olores molestos - H₂S - Organismos desagradables - Cambio radical en el ecosistema	Pesca. Recreación. Salud ecológica.	Oxígeno disuelto (OD) bajo.	DBO. NH ₃ , Norg. Sólidos orgánicos. Fitoplacton. OD.
2. - Transmisión de enfermedades - Trastornos gastro-intestinales, irritación de ojos	Abasto de agua. Recreación.	Niveles altos de Bacterias.	Coliformes Totales. Coliformes fecales. Estreptococos. Virus.
3. - Sabor y olor - algas azul-verdes - Problemas estéticos algas en exceso - Disturbios en el Ecosistema	Abasto de agua. Recreación. Salud ecológica.	Crecimiento excesivo de plantas (eutroficación).	Nitrógeno. Fósforo. Fitoplancton.
4. - Carcinógenos en el agua potable - Pesca cerrada - niveles altos de toxicidad Ecosistema alterado; mortalidad, reproducción impedida	Abastecimiento de agua. Pesca. Salud ecológica.	Niveles altos de Toxicidad.	Metales pesados. Sustancias. Radioactivas. Plaguicidas. Herbicidas.

Nota. Recuperado de Calidad del agua Evaluación y diagnóstico .2011 por Sierra.

1.5. AGUAS RESIDUALES

1.5.1. DEFINICIÓN Y ORIGEN DE LAS AGUAS RESIDUALES

Son aquellas aguas cuyas características originales han sido modificadas por actividades humanas y que por su calidad requieren un tratamiento previo, antes de ser reusadas, vertidas a un cuerpo natural de agua o

descargadas al sistema de alcantarillado. (OEFA, FISCALIZACIÓN AMBIENTAL EN AGUAS RESIDUALES, 2014). Las aguas residuales se subdividen en Aguas residuales domésticas (ARD), aguas residuales municipales, aguas residuales industriales, aguas negras y aguas grises. (Romero, 2002)

En general, se consideran aguas residuales domesticas (ARD) los líquidos provenientes de las viviendas o residencias, edificios comerciales e institucionales; *aguas residuales municipales* a los residuos líquidos transportados por el alcantarillado de una ciudad o población y tratados en una planta de tratamiento municipal; *aguas residuales industriales* a las aguas residuales provenientes de las descargas de industrias de manufactura; *aguas negras* a las aguas residuales provenientes de inodoros, es decir, aquellas que transportas excrementos humanos y orina, ricas en solidos suspendidos, nitrógeno y coliformes fecales; y *aguas grises* a las aguas residuales provenientes de tinas, duchas, lavamanos y lavadoras, aportantes de DBO, sólidos suspendidos, fosforo, grasas y coliformes fecales. (Romero, 2002)

1.5.2. CARACTERÍSTICAS DE LAS AGUAS RESIDUALES

La expresión de características de las aguas residuales puede hacerse de muchas maneras, dependiendo de su propósito específico; sin embargo, vale la pena anotar que toda caracterización de aguas residuales implica un programa de muestreo apropiado para asegurar la representación de la muestra y un análisis de laboratorio de conformidad con normas estándar que aseguren precisión y exactitud en los resultados.

Aunque en la práctica, existen caracterizaciones típicas de aguas residuales, las cuales son muy importantes como referencia de los parámetros de importancia por analizar y de su magnitud, recordando que cada agua residual es única en sus características y que, en lo posible, los parámetros

de polución deben evaluarse en el laboratorio para cada agua residual específica. (Romero, 2002)

1.5.3. OBJETIVOS DEL TRATAMIENTO DEL AGUA RESIDUAL

El principal objetivo del tratamiento del agua es proteger la salud y promover el bienestar de los individuos miembros de la sociedad. Según Romero (2002), para la formulación, planteamiento y diseño de un sistema de tratamiento de agua residual, se deben considerar objetivos diferentes, teniendo en cuenta la disponibilidad de recursos económicos y técnicos, así como los criterios establecidos para la descarga de efluentes o eficiencias mínimas y, eventualmente motivaciones ecológicas.

Como objetivos iniciales, se puede considerar la remoción de la demanda bioquímica de oxígeno (DBO), la remoción de sólidos suspendidos, y la remoción de patógenos. Posteriormente la remoción de nitrógeno y fósforo y al final la remoción de sustancias orgánicas refractarias como detergentes, fenoles y pesticidas, remoción de metales y remoción de sustancias inorgánicas disueltas, cabe resaltar que las prioridades y los objetivos iniciales pueden variar de acuerdo con el agua residual que será tratada.

1.6. PROCESO DE COAGULACIÓN

La coagulación es el fenómeno mediante el cual al agregar al agua las sustancias coagulantes, éstas reaccionan con la alcalinidad del agua y forman copos de una materia de consistencia gelatinosa que se denomina "*FLOC*".

Esta materia, a causa de cargas eléctricas, tiene la propiedad de atraer las partículas que constituyen la turbidez del agua. Mientras más tiempo esté el floc en contacto con el agua, hay mayor oportunidad de que éste capte mayor número de partículas de turbiedad o turbidez. (Silva, 1969)

El objetivo principal de la coagulación es la desestabilización de las partículas coloidales que se encuentran en suspensión, para favorecer su aglomeración, en consecuencia se eliminan las materias en suspensión estables; la coagulación no solo elimina la turbiedad sino también la concentración de las materias orgánicas y los microorganismos, es por ello que mediante la coagulación disminuimos no solo la turbidez, sino que también se disminuyen las demás características que contaminan un agua.

La coagulación es el tratamiento más eficaz pero también es el que representa un gasto elevado cuando no está bien realizado. Es igualmente el método universal porque elimina una gran cantidad de sustancias de diversas naturalezas y de peso de materia que son eliminados al menor costo, en comparación con otros métodos. (Andía, 2000).

1.6.1. SUSTANCIAS QUÍMICAS EMPLEADAS

Usualmente los componentes usados como coagulantes son productos químicos que al adicionar al agua son capaces de producir una reacción química con los componentes químicos del agua, especialmente con la alcalinidad del agua para formar un precipitado voluminoso, muy absorbente, constituido generalmente por el hidróxido metálico del coagulante que se está utilizando. (Andía, 2000)

Los principales coagulantes químicos usados son: sulfato de aluminio, aluminato de sodio, cloruro de aluminio, cloruro férrico, sulfato férrico, sulfato ferroso, polielectrolitos (como ayudantes de la floculación). Siendo las más utilizadas las sales de aluminio y de fierro, que al adicionarse al agua se forman los hidróxidos de aluminio y de fierro, debido a que estos hidróxidos formados son insolubles en agua, ayudan a formar los precipitados.

1.6.2. SUSTANCIAS NATURALES UTILIZADAS

Los coagulantes usados mundialmente son de origen químicos, estos producen lodos que pueden presentar un problema de disposición final, debido a esto se han buscado coagulantes de origen natural.

Entre ellos tenemos a la moringa oleífera, la penca de tuna, la mandioca o yuca, la penca de sábila, coagulantes elaborados a base de taninos; siendo el más utilizado la moringa oleífera.

1.6.3. TIPOS DE COAGULACIÓN

Existen dos tipos de coagulación, por adsorción y por barrido.

1.6.3.1. COAGULACION POR ADSORCIÓN

Se presenta cuando el agua presenta una alta concentración de partículas al estado coloidal; cuando el coagulante es adicionado al agua turbia los productos solubles de los coagulantes son absorbidos por los coloides y forman los flóculos en forma casi instantánea. (Andía, 2000)

1.6.3.2. COAGULACIÓN POR BARRIDO

Este tipo de coagulación se presenta cuando el agua es clara (presenta baja turbidez) y la cantidad de partículas coloidales es pequeña; en este caso las partículas son entrampadas al producirse una sobresaturación de precipitado de coagulante. (Andía, 2000)

La selección del coagulante y la cantidad optima de aplicación, se determina mediante los ensayos de prueba de jarras.

1.7. PROCESO DE FLOCULACIÓN

La floculación o mezcla lenta es el proceso inmediatamente posterior o siguiente a la mezcla rápida (coagulación). Este proceso es necesario para que, con una agitación lenta y prolongada, el floc crezca y se haga pesado. El objetivo de la floculación es permitir los contactos entre flóculos, la turbiedad y el color, se debe mezclar lo suficiente para crear diferencias de

velocidad del agua dentro de la unidad, pero no muy grande, ya que los flóculos corren el riesgo de romperse; aun si el tiempo no es más del tiempo óptimo de floculación. (Silva, 1969).

1.8. PROCESO DE SEDIMENTACIÓN

La sedimentación es el proceso por el cual se depositan o precipitan los materiales transportados por distintos agentes (gravedad, escorrentía, glaciares o viento) y procedentes de la erosión y la meteorización de las rocas, pasando a ser sedimentos. El término “sedimentación” se refiere, finalmente, al depósito de los flóculos en el fondo del sitio en el que se encuentra depositada el agua. (Departamento de sanidad del estado de Nueva York, 2010)

1.9. PRUEBA DE JARRAS

Esta prueba se realiza según Andía (2000) para determinar las variables físicas y químicas de los procesos de coagulación; floculación y sedimentación; tales como selección del coagulante, selección del pH óptimo, gradientes y tiempos de mezcla rápida, floculación y correlación de las velocidades de sedimentación, así como también la eficiencia de remoción. También se puede definir como un método de simulación de los procesos de coagulación y floculación, realizado a nivel de laboratorio que permite obtener agua de buena calidad, fácilmente separable por decantación; los flóculos formados con diferentes dosis del coagulante dan como resultado valores de turbiedad diferentes, logrando así escoger la mejor dosis. (Andía, 2000).

Para llevar a cabo una buena coagulación química se debe tener en cuenta la dosificación apropiada de reactivos, estos deben ser seleccionados por la simulación del paso de clarificación en un laboratorio a escala. La prueba de jarras es la que mejor simula la química de la clarificación y la operación

llevada a cabo. Este método consiste en un arreglo simple de vasos de precipitado y paletas, el cual permite comparar varias combinaciones químicas, las cuales todas están sujetas a condiciones hidráulicas similares. (Restrepo, 2009).

1.10. UVA

La vid es la familia de la vitaceae, se originó en la zona ubicada entre el Mar Caspio y el Asia Menor. En el Perú las mayores zonas productoras son Ica, La Libertad, Lima, Tacna, entre otras. La vid es una planta perenne y posee un periodo vegetativo con cosechas anuales, empezando a producir a partir del tercer año de instalada. Requiere de un clima tropical y subtropical, que posean temperaturas entre los 7° y 24° con una humedad relativa de 70% u 80%, desarrollándose exitosamente en suelos franco-arcillosos. Se reproduce por vía sexual (semillas) o a-sexual (estacas, acodos e injertos). (Agrobanco, 2008)

1.10.1. PARTES DE LA UVA

1.10.1.1. BAYA

En los granos de forma redonda y ovalada y cuyo color oscila entre verde amarillento y un rojo azulado, se distingue la piel u hollejo, la carne de la uva” situada en la parte exterior y el corazón o envoltura donde se encuentran las pepitas.

El peso y composición química de las diferentes partes de la uva varían de acuerdo con el tipo de uva, características del año y grano de madurez, influenciado en la calidad del vino. (Carrasco, 1997)

1.10.1.2. TALLOS

Los tallos, también llamados raspón o escobajo, constan del vástago principal de los tallitos ramificados en los que se asientan los granos.

Constituyen a la vez las vías de conducción de las sustancias nutritivas hacia los granos. El peso del escobajo oscila entre el 3 al 7% del peso de los racimos y contiene del 1 al 3% de tanino. Las uvas que están bien maduras exhiben tallos de color castaño y completamente lignificado. (Carrasco, 1997).

1.10.1.3. HOLLEJOS

Las pieles u hollejos de las uvas son de vital importancia en la fabricación del vino. En la piel y hollejo también se encuentran sustancias colorantes (rojas) constituidas esencialmente por antocianinas (antocianidinas) ligadas a un azúcar, frecuentemente glucosa. De allí que, al aumentar la maceración, aumenta la intensidad de colorante de vino. (Carrasco, 1997)

1.10.1.4. PEPITAS O SEMILLAS

“El número de semillas o pepitas que contiene un grano de uva varía de 0 a 4. Excepcionalmente contiene 5 y es muy raro encontrarlas en mayor número”. (Sannino, 1925)

Anatómicamente se distinguen las siguientes zonas (figura 3), una envoltura o tegumento externos lignificado y rico en tanino, compuesto de una epidermis y una capa media; una envoltura media o capa interna del tegumento externo, y una envoltura interna o tegumento interno de naturaleza celulósica. El conjunto rodea al albumen dentro del cual se encuentra el embrión. (Hidalgo, 1999)

“Las pepitas contienen de 10 a 20% de aceite, 5 a 9% de tanino, pequeñas cuantías de ácidos volátiles y una sustancia resinosa muy amarga que le da al vino un desagradable sabor astringente cuando se disuelve a partir de las pepitas”. (Carrasco, 1997). Las pepitas o semillas de la *Vitis vinifera silvestris* son globosas (Figura 4 - A) y achatadas, mientras que de *Vitis vinifera sativa*

son más alargadas (Figura 4 - B) y picudas, motivo por el que se utiliza el índice de Stumber para distinguirlas.

$$\text{Índice de Stumber} = \frac{\text{anchura}}{\text{longitud}} \times 10$$

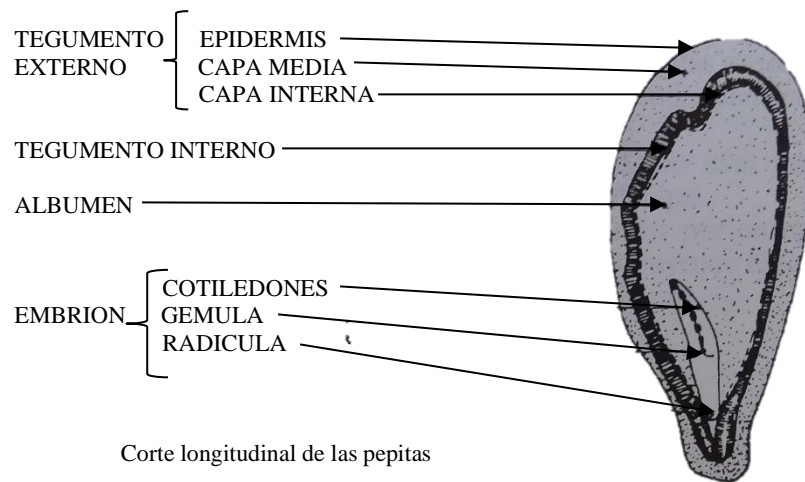
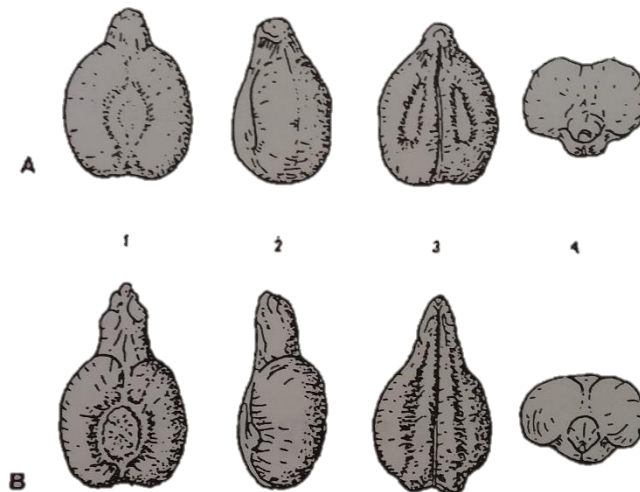


Figura 3 Corte longitudinal de las pepitas

Nota: Tratado de viticultura general. 1999 por Hidalgo.



Pepitas de uva.

1. Cara dorsal. 2. Perfil. 3. Cara Ventral. 4. Vista polar.

Figura 4 Pepitas de uva.

Nota: Tratado de viticultura general. 1999 por Hidalgo.

Cuando su valor es inferior a 65 ó 75 se trata de *Vitis vinifera* y cuando es superior a 70 o 75 son *Vitis silvestris*. Aun así, en la zona intermedia, comprendida entre 65 y 75, puede haber duda en su clasificación. (Hidalgo, 1999)

En las pepitas de las uvas tintas abundan los taninos, estos integran acerca del 10% del peso de la semilla, la formación del tanino en la uva va acompañada por la utilización de los azúcares. (Sannino, 1925)

1.10.2. VARIEDADES EN ESTUDIO

a. Red Globe

Uva roja con semilla, su racimo se caracteriza por ser de tamaño grande, con pesos promedios sobre los 800 g, pedúnculos largos y delgados, lo que le otorga una mayor soltura al racimo. La forma del grano es baya, éstas son semilladas, muy grandes, con calibres que oscilan entre los 24 y 32 mm, de color rojo muy atractivo y forma esférica, su piel es gruesa, consistente, de pulpa carnosa, además sus bayas se caracterizan por su fácil desprendimiento. Cuentan con un grado Brix entre 15 – 18. (Torres, 2017) ver figura 5.

b. Italia

Es vigorosa y de buen sabor ligeramente amoscotelado. El racimo es de tamaño medio – grande y las bayas son grandes, cilindro – ovoidales, sueltas, de color amarillo dorado, muy atractiva; su maduración puede variar desde la mitad de agosto a mediados de septiembre, pudiendo estar en la cepa hasta Navidad si se embolsa. Cultivada bien en emparrado o en espaldera, se obtienen producciones de 20.000 30.000 kg/Ha. La cepa es de vigor medio, sarmientos largos. Requiere poda larga. Es de buena resistencia a la conservación y al transporte. (Torres, 2017) ver figura 6.

c. Tacama

Tiene racimos grandes a medianos, de baja compacidad, con pedúnculo corto y débil lignificación. Con bayas uniformes de tamaño, pero no tanto en la coloración de su hollejo. Con hollejo azul-negro, con mucha pruina, de grosor medio, con ombligo o cicatriz estilar marcada. Esta variedad tiene una pulpa no coloreada, dura, compacta, poco jugosa y sin sabores particulares; y semillas de tamaño medio. (Barber, s.f.) ver figura 7.



Figura 5 Uva Tacama.

Nota: <http://www.vitivinicultura.net/alphonse-lavallee.html>



Figura 6 Uva Italia.

Nota: <https://www.provedo.com/es/producto/planta-de-vina/uva-de-mesa/italia/>



Uva Red Globe.

Nota: Uvas para el mundo.

1.11. PLÁTANO

El plátano es un fruto de origen asiático, clasificado originalmente por Carlos Linneo como *Musa paradisiaca* en 1753, estudios posteriores han llevado a la conclusión de que la compleja taxonomía del género *Musa* incluye numerosos híbridos, de variada composición genética, y se ha desarrollado un sistema estrictamente *sui generis* de clasificación para dar cuenta de esta variación. (Dirección de Promoción de Competitividad, 2009)

El consumo del plátano se ha difundido por todo el mundo, se cultiva en todas las regiones tropicales, durante todo el año; tiene una importancia fundamental para las economías de muchos países en desarrollo. (Dirección de Estudios Económicos e información Agraria, 2014)

1.11.1. PARTES DEL PLÁTANO

1.11.1.1. FRUTO

El fruto es carnoso y suave, compuesto por tres carpelos que son los últimos órganos florales que aparecen, fusionándose rápidamente para formar el estilo y el estigma. Es de forma angulosa cuando es joven y progresivamente cilíndrica a medida que va aumentando de grosor por la acumulación de almidón. (Swing, 2012)

1.11.1.2. CÁSCARA

La cáscara de banano transforma alrededor del 90% de su almidón a azúcares aproximadamente 12 días después de su cosecha; un contenido de hasta 14,6 de azúcares en base seca ha sido encontrado. El contenido de fibra en la cáscara es de 13% en base seca: Los principales componentes de la cáscara son: celulosa (25%), hemicelulosa (15%) y lignina (60%), P, K, Ca, y Mg. (Ramirez, 2016)

1.11.2. TANINOS EN LA CÁSCARA

El banano verde posee un alto contenido en taninos y polifenoles y un bajo contenido en fibra y proteína, (ver tabla 4). Los taninos son sustancias anti nutricionales que impiden el uso del banano verde en la alimentación animal, como fuente energética; pero este posee un gran valor desde el punto de vista nutricional cuando está maduro, por ser una fuente de alto potencial energético en la alimentación animal. (Velásquez, 2004)

Tabla 4

Composición bromatológica del plátano

Índice (% en base seca)	Fruto	Cáscara
Materia seca 20 18	20	18
Extracto libre	8,2	33,5
Proteína (N x 6,25)	5,5	9,5
Extracto etéreo	1,1	8,3
Fibra bruta	1,3	26,7
Cenizas	4,0	22,0
Taninos	7,4	40,5
Almidón	72,3	-

Extracción de taninos presentes en el banano verde. 2004 por Velásquez A.



Figura 7 Fruto del banano

Nota: Guía práctica para el manejo de banano orgánico en el valle del Chira.

II. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. POBLACIÓN

La población estuvo constituida por las aguas residuales vertidas en el dren 4000, ubicado en departamento de Lambayeque (de marzo a julio del 2018). Como se muestra en la Figura 10.

2.2. MUESTRA DE ESTUDIO

La muestra de estudio fue tomada del dren 4000; en cada uno de los muestreos se procedió a tomar 20 litros de agua; ver figura 10; ubicado en el departamento de Lambayeque, el cual empieza en el distrito de Reque y termina en el distrito de Santa Rosa, desembocando en el mar de dicho distrito. En la investigación realizada por la Dra. Romero (2010), en el que se desarrolla un plan de mitigación para los impactos ambientales en las acequias cois, pulen y yortuque de la ciudad de Chiclayo, además de realizar una caracterización del agua que discurre por dichas acequias durante los meses de enero a agosto del 2009, concluye que en cada estación del mes la calidad del agua cambia considerablemente.

Es por ello que la presente investigación, se llevó a cabo la caracterización del agua que discurre por el dren 4000, ver tabla 6, para determinar la calidad del agua durante los meses de abril y agosto del año 2017. Durante esta caracterización se observó que en el punto de muestreo número 3, a primeras horas de la mañana el nivel de la carga contaminante era mayor, debido a que durante esas horas se procedía al vertido de efluentes del terminal pesquero ECOMPHISA, que como se conoce a esas horas se procede al lavado y destripado de los pescados, que provienen de la pesca de la madrugada del mar del distrito de Santa Rosa, donde desemboca el dren 4000, haciendo que los niveles de contaminación aumenten.

El agua que discurre por este dren es agua captada por los desagües de los distritos de Chiclayo, la victoria y Santa Rosa, y los diversos asentamientos humanos que se han instalado cerca a este dren; y de las industrias que se encuentran a lo largo del recorrido de este mismo, desde una procesadora de material para construcción, una destilería, hasta el terminal pesquero de ECOMPHISA.

La recolección de la muestra se llevó a cabo siguiendo los métodos normalizados para el análisis de aguas potables y residuales (American Public Health Association, 1992); ubicado en el ANEXO 2; en la sección 1060 A y 1060 B se detalla que para la obtención de una muestra que cumpla los requisitos del programa de toma y manipulación, implica que aquella no debe deteriorarse o contaminarse antes de llegar al laboratorio, y que antes de llenar el envase con la muestra hay que lavarlo dos o tres veces con el agua que se va a recoger; para esto se procedió al lavado del envase con el agua dos o tres veces antes del recojo de la muestra, posteriormente a esto se procedió al llenado del envase con un volumen necesario para las pruebas en cada etapa a nivel de laboratorio, el rotulado del envase y acondicionamiento, terminado este proceso se procedió al traslado de la muestra al laboratorio de EPSEL S.A.

Tabla 5

Puntos para muestrear a lo largo del dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque

Puntos para muestrear	Coordenadas
Punto inicial (Punto 1)	latitud: -6,813981 / 6°48'50,33" S, longitud: -79,826294, 79°49'34,66" W
Punto intermedio (Punto 2)	latitud: -6,835778 / 6°50'8,8" S, longitud: -79,882469 / 79°52'56,89" W
Punto final (Punto 3)	latitud: -6,876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79,927982 / 79°55'40,74" W

Nota. Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

- En el punto 2 no se procedió al tomado de muestra, debido a que su inaccesibilidad dificultó la toma de muestra. Ver figura 9.



Figura 8 Punto 2 de muestreo ubicado a mitad del Dren 4000;
Latitud: -6,835778 / 6°50'8,8" S, longitud: -79,882469 / 79°52'56,89" W
Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor

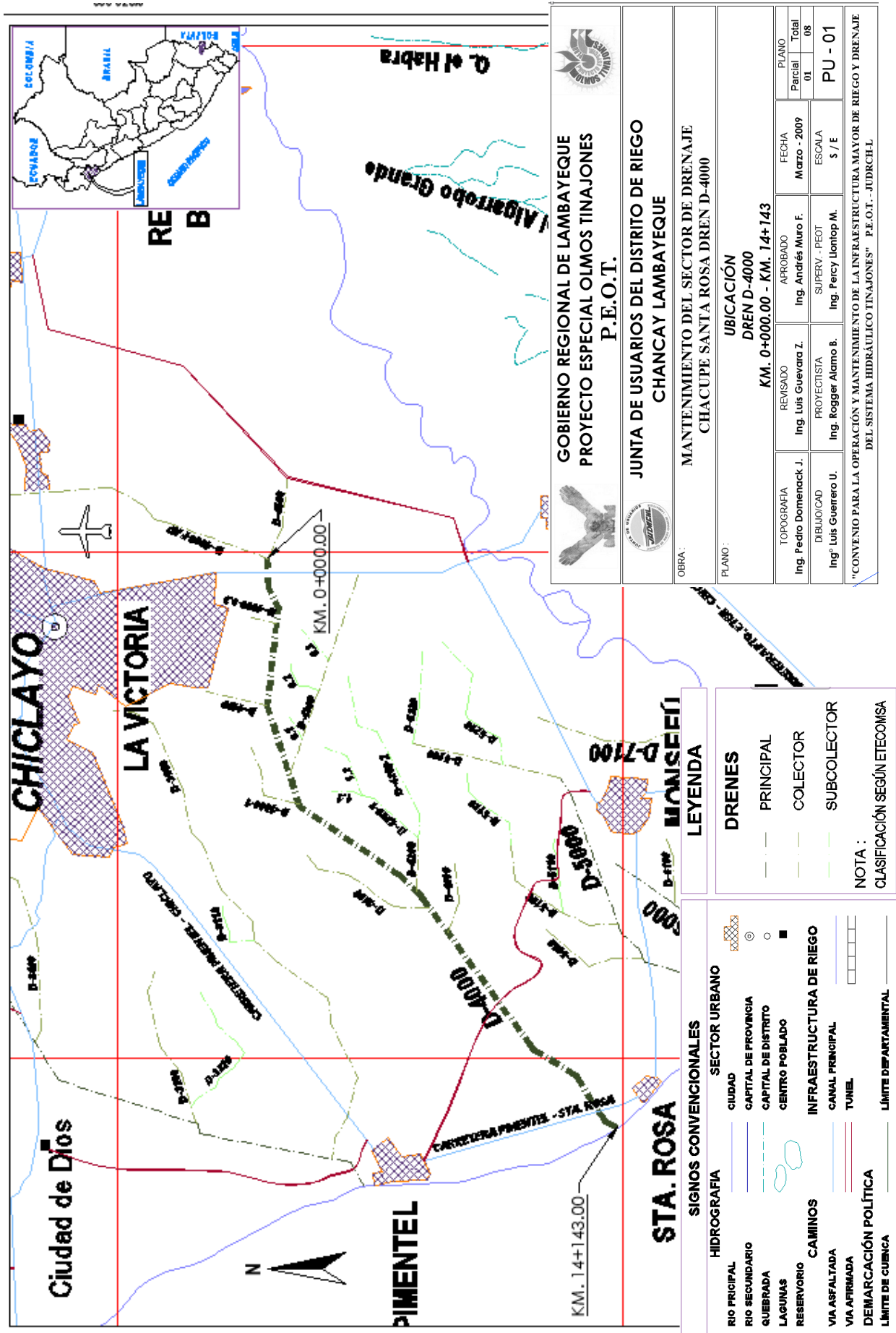


Figura 9 Mapa del Dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque
 Proyecto Especializado Olmos Tinajones

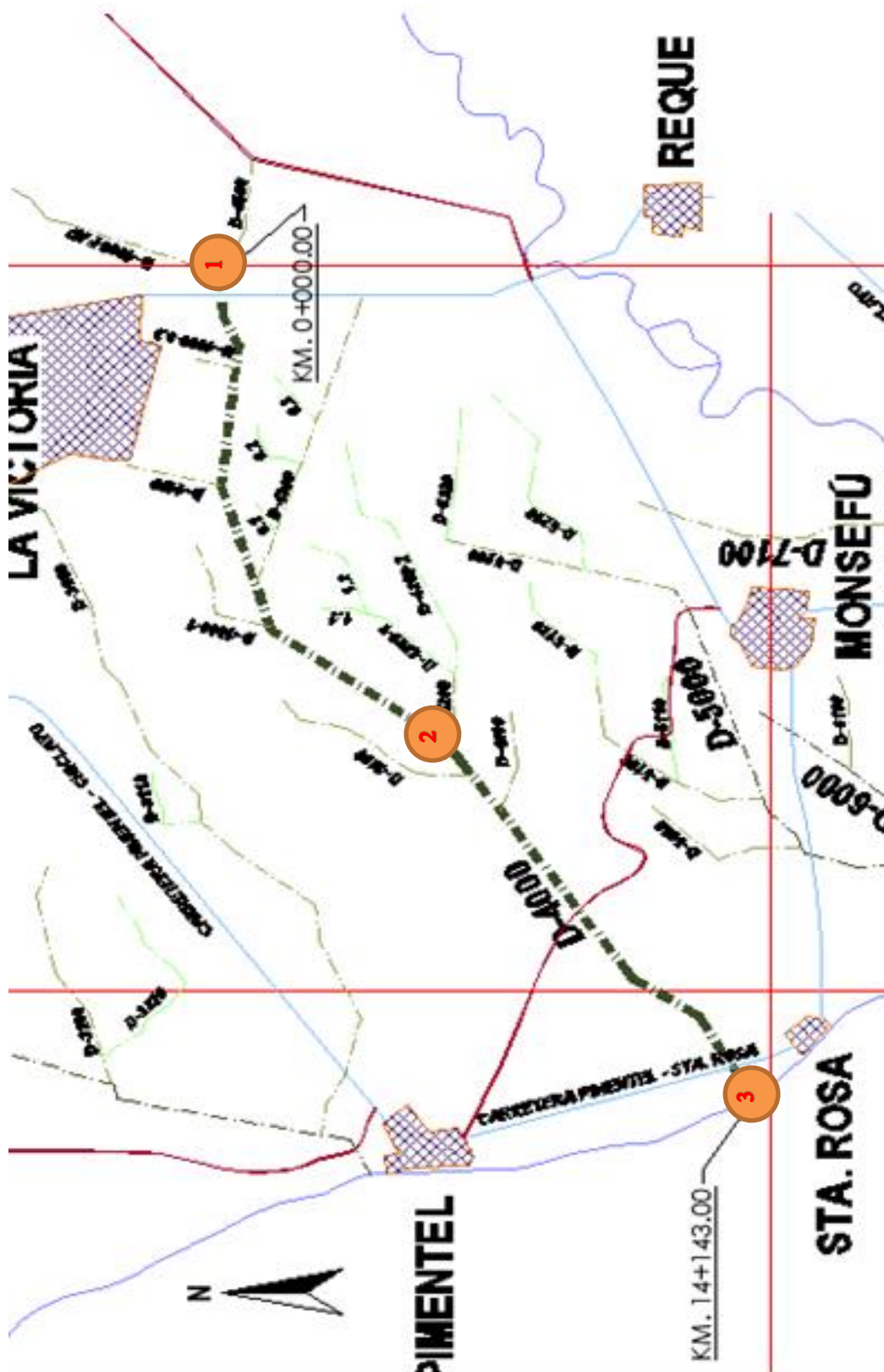


Figura 10 Puntos de muestreo ubicados en el mapa del Dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque

- I. latitud: -6,813981 / 6°48'50,33" S, longitud: -79,826294, 79°49'34,66"W
- II. latitud: -6,835778 / 6°50'8,8" S, longitud: -79,882469 / 79°52'56,89"W
- III. latitud: -6,876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79,927982 / 79°55'40,74" W

Proyecto Especializado Olmos Tinajones

2.3. VARIABLES DE ESTUDIO

En la presente investigación se emplearán las siguientes variables

a. Variables independientes

- ✓ Velocidad de agitación.
- ✓ Dosificación de la pepa de las variedades de uva Red globe, Italia y Tacama, y de la cáscara del plátano de seda verde.

b. Variables dependientes

- ✓ Eficiencia de remoción
- ✓ pH
- ✓ DBO
- ✓ DQO
- ✓ Turbidez.

2.4. OBJETIVOS

2.4.1. OBJETIVO GENERAL

Determinar la concentración y tiempo de remoción de la cáscara del plátano y de la pepa de uva en el tratamiento de agua del dren 4000, Lambayeque.

2.4.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

-Determinar los parámetros óptimos de operación mediante el equipo de prueba de jarras, siendo estos, gradiente de velocidad rápida, gradiente de velocidad lenta en el tratamiento de agua del dren 4000, Lambayeque.

- Determinar la eficiencia del plátano verde y la pepa de uva en el tratamiento de agua del dren 4000, Lambayeque.

2.5. PROCEDIMIENTOS GENERALES

2.5.1. FLUJOGRAMA DE LAS MATERIAS PRIMAS (pepa de uva Red Globe, Italia, Tacama y cáscara de plátano verde). Ver Figura 13.

Simular mediante el equipo de prueba de jarras, los procesos de coagulación, floculación y sedimentación, aplicando las materias primas en estudio.

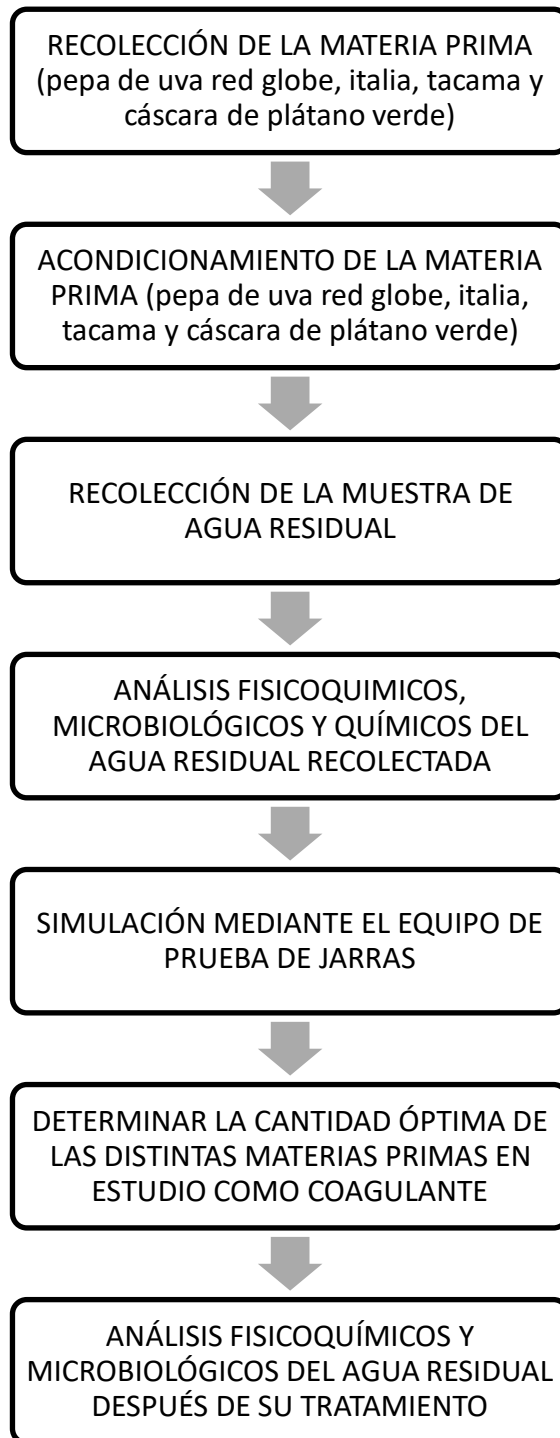


Figura 11 Flujograma de la etapa experimental de la investigación
Nota. Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

2.5.1.1. RECOLECCION DE LA MATERIA PRIMA

Plátano verde:

Se procedió a recolectar los plátanos verdes, siendo estos escogidos por su color, el cual indicó la madurez del fruto, tomando en cuenta este principio, se recolectaron aproximadamente 20 plátanos de color verde.

Pepa de uva Red globe, Italia, Tacama

Se procedió a seleccionar las uvas de las variedades Red Globe, Italia y Tacama, estas fueron escogidas por su color y tamaño, debido a que de acuerdo con el tamaño del fruto se determinaba el tamaño de las pepitas o semillas, se recolectó aproximadamente 5 kg de uva de cada variedad.

2.5.1.2. ACONDICIONAMIENTO DE LA MATERIA PRIMA

Plátano verde:

Después de recolectados los plátanos verdes se procedió a descascarar el fruto, separando la cáscara del fruto. Una vez separada la cáscara se secó en estufa a una temperatura de 105°C por un tiempo de 2 horas, esto con el fin de eliminar la humedad presente en la cáscara, una vez terminado este proceso, se realizó la molienda de esta, en un molino manual, y para finalizar el acondicionamiento se realizó un tamizado de la muestra usando las mallas de 2,00 mm; 1.5 mm; 850 µm y 600 µm.

Pepa de uva Red globe, Italia, Tacama

Finalizada la recolección de las uvas se procedió a descascarar el fruto y a separar la pulpa de las pepas o semillas. Una vez separadas las pepas se secaron en estufa a una temperatura de 105°C por un tiempo de 2 horas, esto con el fin de eliminar la humedad presente en las pepas, una vez terminado este proceso, fueron molidas en un molino manual, y para finalizar el acondicionamiento se tamizaron las muestras en las mallas de 2,00 mm; 1.5 mm; 850 µm y 600 µm.

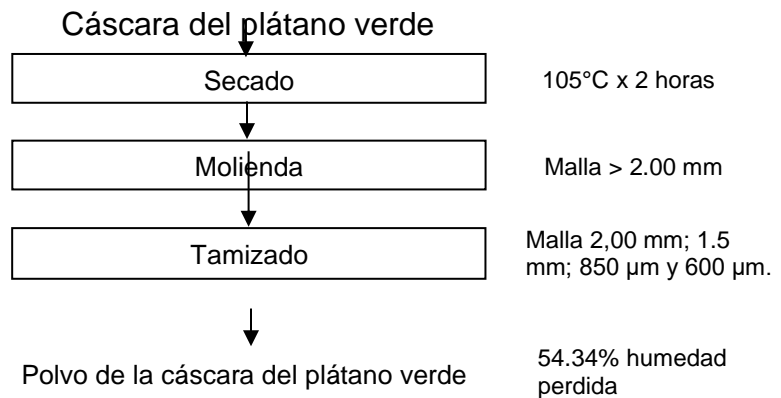


Figura 12 Acondicionamiento de la cáscara del plátano verde
 Nota. Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

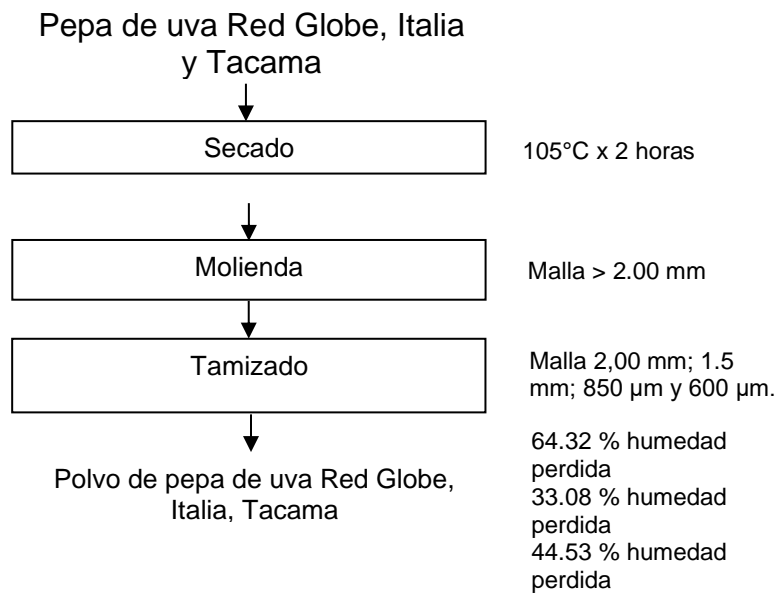


Figura 13 Acondicionamiento de la pepa de uva Red globe, Italia, Tacama

Nota. Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

2.5.2. RECOLECCION DE LA MUESTRA DE AGUA RESIDUAL

La recolección de las muestras de estudio, fueron tomadas de los puntos 1 y 3 del dren 4000. Para ello fue necesario contar con una movilidad para el transporte de la muestra; este muestreo se llevó a cabo siguiendo los pasos determinados en los Métodos Normalizados para el análisis de aguas

potables y residuales (American Public Health Association, 1992), revisar Anexo 1.

2.5.3. ANÁLISIS FISCOQUÍMICOS, MICROBIOLÓGICOS Y QUÍMICOS DEL AGUA RESIDUAL RECOLECTADA

Los análisis físicoquímicos y microbiológicos del agua residual del Dren 4000 ubicado en el departamento de Lambayeque, se llevó a cabo en el laboratorio de control de calidad de EPSEL S.A. éstos fueron comparados con los LMPs y sirvieron para determinar si el agua requería algún tipo de tratamiento.

2.5.4. SIMULACIÓN MEDIANTE EL EQUIPO DE PRUEBA DE JARRAS

En esta etapa se procedió de la siguiente manera, se enumeran los vasos de precipitado de 1000 ml del 1 al 6 , y se añade 1 litro de muestra en cada uno de ellos, luego de haber pesado el coagulante en una balanza analítica se agrega a 5 de los 6 vasos el peso (g) indicado, el vaso número 6 servirá de testigo; se programa la gradiente de velocidad rápida (rpm), la gradiente de velocidad lenta (rpm), el tiempo de agitación (min) y el tiempo de sedimentación (min) estimados y se inicia el equipo de prueba de jarras, finalizado el tiempo de sedimentación se procedió a tomar muestras en vasos de precipitado de 100 ml de capacidad, se procedió a medir los parámetros físicoquímicos, previamente al filtrado.

2.5.5. DETERMINAR LA CANTIDAD ÓPTIMA DE LAS DISTINTAS MATERIAS PRIMAS EN ESTUDIO COMO COAGULANTE

Para la determinación de la dosis óptima de las materias primas en estudio como coagulante, se procedió a comparar los resultados en las distintas etapas de la realización de las pruebas en el equipo de prueba de jarras.

2.5.6. ANÁLISIS FISICOQUÍMICOS Y MICROBIOLOGICOS DEL AGUA RESIDUAL DESPUES DE SU TRATAMIENTO

Los análisis fisicoquímicos y microbiológicos del agua residual del Dren 4000 ubicado en el departamento de Lambayeque, se llevó a cabo en el laboratorio de control de calidad de EPSEL S.A. éstos fueron comparados con los resultados obtenidos en la realización de los análisis del agua residual recolectada y sirvieron para determinar el nivel de eficiencia de las materias primas utilizadas como coagulantes.

2.5.7. PROCEDIMIENTO EXPERIMENTAL

El procedimiento experimental se desarrolló en dos etapas, y en cada etapa se llevaron a cabo dos subetapas.

a. Análisis fisicoquímico del agua residual Dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque

Los análisis fisicoquímicos, microbiológicos y químicos del agua residual del Dren 4000 ubicado en el departamento de Lambayeque, se llevó a cabo en el laboratorio de control de calidad de EPSEL S.A. éstos fueron comparados con los LMPs y sirvieron para determinar si el agua requería algún tipo de tratamiento.

b. Simular mediante el equipo prueba de jarras aplicando la cáscara de plátano verde (*Musa paradisiaca*) como coagulante

Este procedimiento se llevó a cabo en dos etapas las cuales comprendían 2 pruebas o corridas, la primera etapa sirvió para determinar la dosis óptima del coagulante y la segunda para determinar la gradiente de velocidad y el tiempo óptimo para el tratamiento.

ETAPA #01

Esta etapa consiste en dos pruebas en las que se adicionaron diferentes pesos de la cáscara del plátano verde (*Musa paradisiaca*), en cada uno de los vasos de precipitado.

- En el punto 1 no se efectuó la prueba de jarras, debido a que la muestra extraída del dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque no presentó valores significativos y comparados a los LMPs no se presentó contaminación.

En esta etapa se procede de la siguiente manera, se enumeran los vasos de precipitado del 1 al 6, y se añade la muestra de 1 litro en cada vaso, luego pesar el coagulante en la balanza analítica y agregar a 5 de los 6 vasos el peso (g) indicado, el vaso número 6 servirá de testigo; iniciar el equipo de prueba de jarras y programar la gradiente de velocidad rápida (rpm), la gradiente de velocidad lenta (rpm), el tiempo de agitación (min.) y el tiempo de sedimentación (min.) estimados. En esta etapa se consideró 100 rpm y 1 minuto para homogeneizar la muestra, automáticamente después de terminar esta etapa se procedió a agregar el coagulante; 100 rpm y 1 minuto para la gradiente de velocidad rápida, 45 y 14 minutos para la gradiente de velocidad lenta, y 30 minutos de sedimentación, finalizado el tiempo de sedimentación se procedió a tomar muestra en vasos de precipitado de 100 ml de capacidad, se procedió a medir los parámetros fisicoquímicos, previamente al filtrado, en este proceso se pudo observar que las 5 primeros jarras a comparación del testigo tenían un índice de disminución significativo; después del filtrado se observó que los parámetros fisicoquímicos disminuían considerablemente en las 6 jarras, observándose que el testigo ubicado en la jarra 6 y las muestras ubicadas en las jarras enumeradas del 1 al 5 disminuían en la misma proporción, con estos resultados concluimos que el filtrado eliminaba más del 90% de las impurezas que causaban la contaminación de la muestra, es por eso que los análisis fisicoquímicos y microbiológicos se hicieron a las muestras después del proceso de sedimentación y antes del filtrado.

La dosis óptima del coagulante se obtiene comparando el % de remoción de todos los parámetros evaluados en las distintas pruebas o corridas de esta etapa.

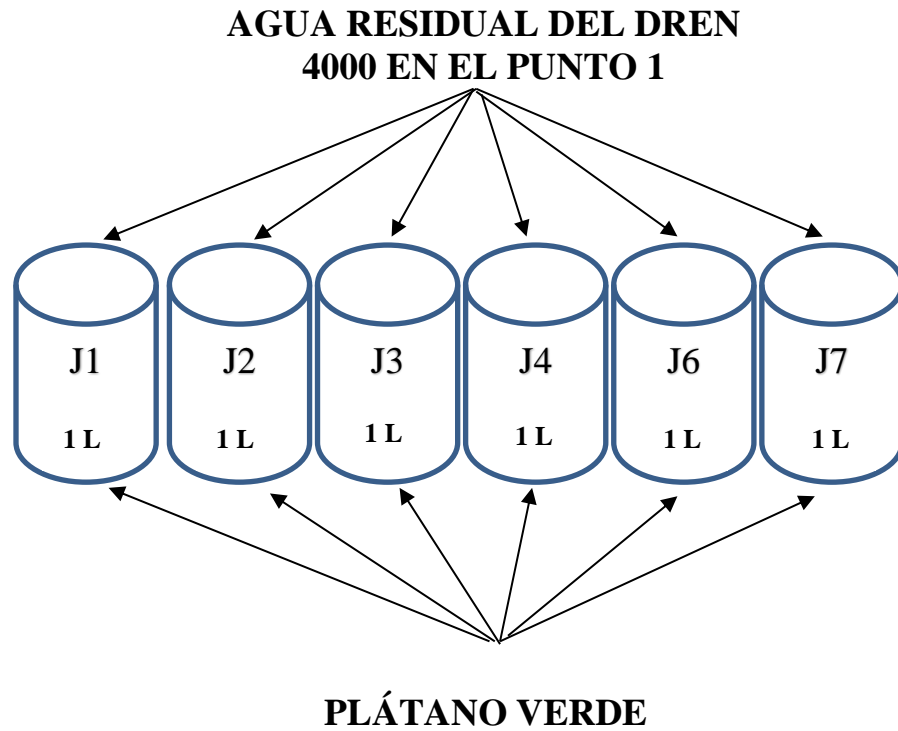


Figura 14 Diagrama de la Etapa # 01 en el punto 1

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

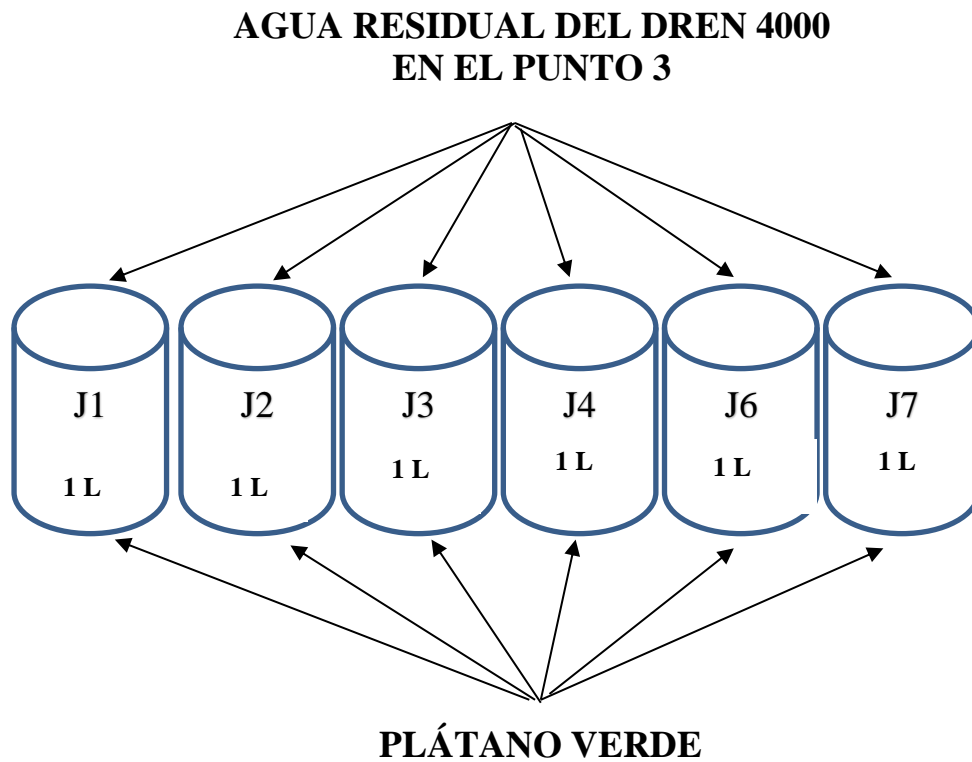


Figura 15 Diagrama de la Etapa # 01 en el punto 3

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

ETAPA #02

En esta etapa adicionaremos el peso óptimo encontrado en la etapa #01, para encontrar el parámetro de velocidad de agitación rápida (rpm) y el tiempo total en minutos.

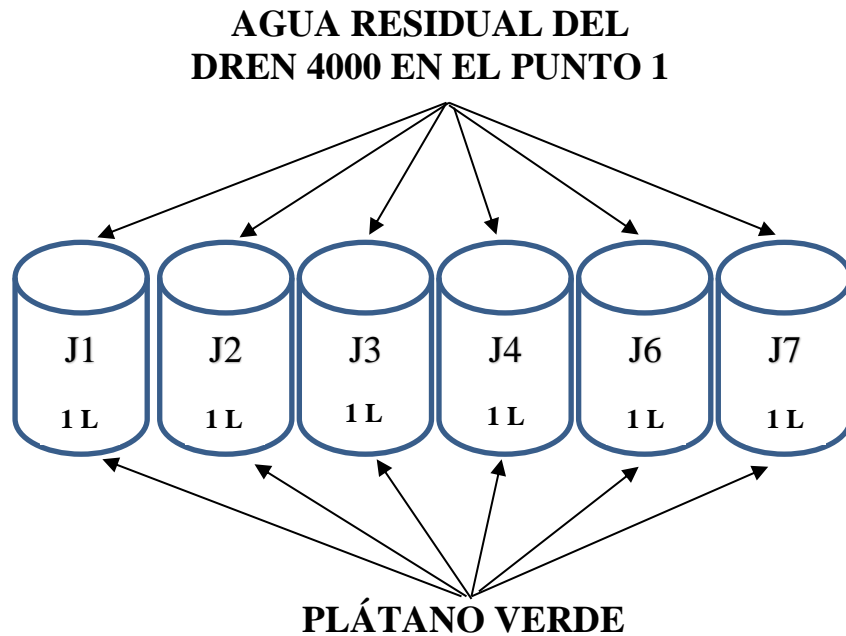


Figura 16 *Diagrama de la Etapa # 02 en el punto 1*

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

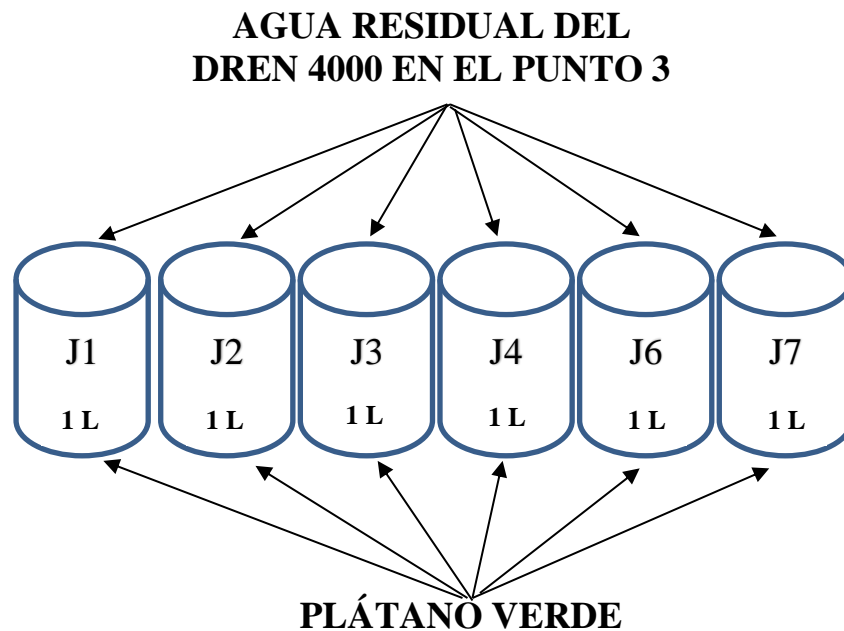


Figura 17 *Diagrama de la Etapa # 02 en el punto 3*

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

- En el punto 1 no se efectuó la prueba de jarras, debido a que la muestra extraída del dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque no presentó valores significativos y comparados a los LMPs no se presentó contaminación.

En esta etapa se procede de la siguiente manera, se enumeran los vasos de precipitado del 1 al 6 de 1000 ml, y se añade 1 litro de muestra en cada uno de ellos, luego agregar el peso (g) óptimo halado en la etapa #01 a 5 de los 6, el vaso número 6 servirá de testigo; programar la gradiente de velocidad rápida (rpm), la gradiente de velocidad lenta (rpm), el tiempo de agitación (min.) y el tiempo de sedimentación (min.) estimados e iniciar el equipo de prueba de jarras. En esta etapa se consideraron 150 y 200 rpm, y 1 minuto para homogeneizar la muestra, respectivamente para cada una de las pruebas; automáticamente después de terminar esta etapa se procedió a agregar el coagulante; 150 y 200 rpm, y 1 minuto para la gradiente de velocidad rápida, cabe resaltar que la velocidad de agitación fue la misma para el proceso de homogeneizado y el proceso de agitación rápida; 45 y 14 minutos para la gradiente de velocidad lenta, y 30 minutos de sedimentación, finalizado el tiempo de sedimentación se procedió a tomar muestra en vasos de precipitado de 100 ml de capacidad, se procedió a medir los parámetros fisicoquímicos, previamente al filtrado, en este proceso se pudo observar que las 5 primeras jarras a comparación del testigo tenían un índice de disminución significativo; después del filtrado se observó que los parámetros fisicoquímicos disminuían considerablemente en las 6 jarras, observándose que el testigo ubicado en la jarra 6 y las muestras ubicadas en las jarras enumeradas del 1 al 5 disminuían en la misma proporción, con estos resultados concluimos que el filtrado eliminaba más del 90% de las impurezas que causaban la contaminación de la muestra haciendo que los resultados de los análisis fisicoquímicos no sean representativos, es por eso que los análisis fisicoquímicos y microbiológicos se hicieron a las muestras después del proceso de sedimentación y antes del filtrado.

La gradiente de velocidad (rpm) y los tiempos (min) óptimos se obtuvieron comparando el % de remoción de todos los parámetros evaluados en las distintas pruebas o corridas en esta etapa.

A. UVA (*Vitis vinífera*)

a. Recolección de las pepas de uva de las distintas variedades Red Globe, Italia y Tacama

Las uvas de las distintas variedades de uva se recolectaron durante la primera semana de mayo del año 2018, se recolectaron 4 kilogramos de cada variedad de uva Red Globe, Italia y Tacama.

b. Tratamiento de las distintas variedades de uva Red Globe, Italia y Tacama (*Vitis vinífera*)

Separar las pepas del fruto o baya, para luego ser sometidos al proceso de secado a 105°C por el tiempo de 2 horas, en una estufa.

Posteriormente se somete a molienda, en un molino manual y finalmente se procede a tamizar en las distintas mallas.

c. Recolección del agua residual del Dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque

Para poder llevar a cabo la recolección del agua residual del Dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque se procedió a hacer un muestreo de los puntos de toma de muestra siendo ellos los siguientes: el punto número 1 (latitud: -6,813981 / 6°48'50,33" S, longitud: -79,826294, 79°49'34,66" W) y el punto número 3 (latitud: -6,876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79,927982 / 79°55'40,74" W) ubicados en la Figura 4, se recolectó un total de 20 litros de agua residual por cada tratamiento aplicado en las

distintas etapas, para posteriormente llevarlos al laboratorio de control de calidad de EPSEL S.A. para su respectivo análisis y el procedimiento experimental.

d. Análisis fisicoquímico del agua residual Dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque

Los análisis fisicoquímicos, microbiológicos y químicos del agua residual del Dren 4000 ubicado en el departamento de Lambayeque, se llevó a cabo en el laboratorio de control de calidad de EPSEL S.A. éstos fueron comparados con los LMPs y sirvieron para determinar si el agua requería algún tipo de tratamiento.

e. Simular mediante el equipo prueba de jarras aplicando las distintas variedades de uva

Este procedimiento se llevó a cabo en dos etapas las cuales comprendían 2 pruebas o corridas, la primera etapa sirvió para determinar la dosis óptima del coagulante y la segunda para determinar la gradiente de velocidad y el tiempo óptimo para el tratamiento.

ETAPA #01

Esta etapa consiste en dos pruebas en las que se adicionaron diferentes pesos de las semillas secas y molidas de las diferentes variedades de uva (*Vitis vinífera*), Red Globe, Tacama e Italia, en cada una de las jarras.

**AGUA RESIDUAL DEL
DREN 4000 EN EL PUNTO 1**

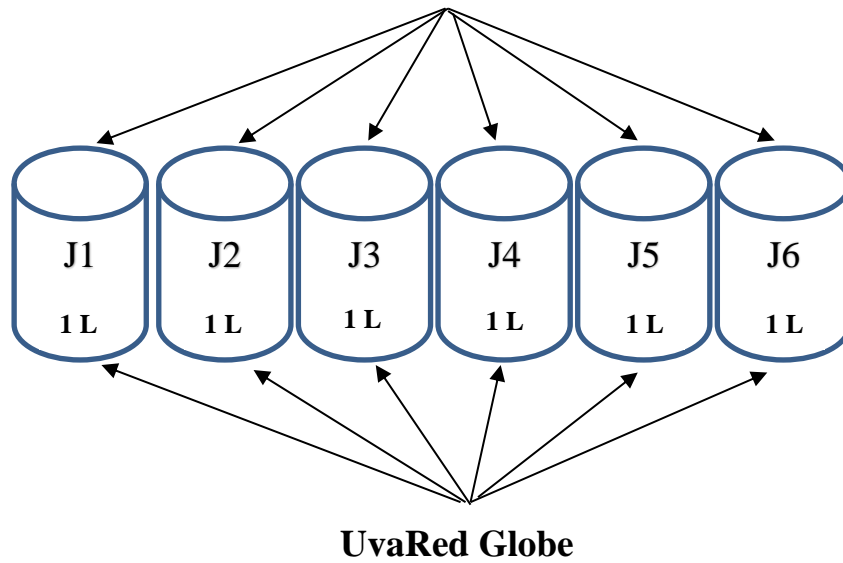


Figura 18 Diagrama de la Etapa # 01 en el punto 1
Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

**AGUA RESIDUAL DEL
DREN 4000 EN EL PUNTO 3**

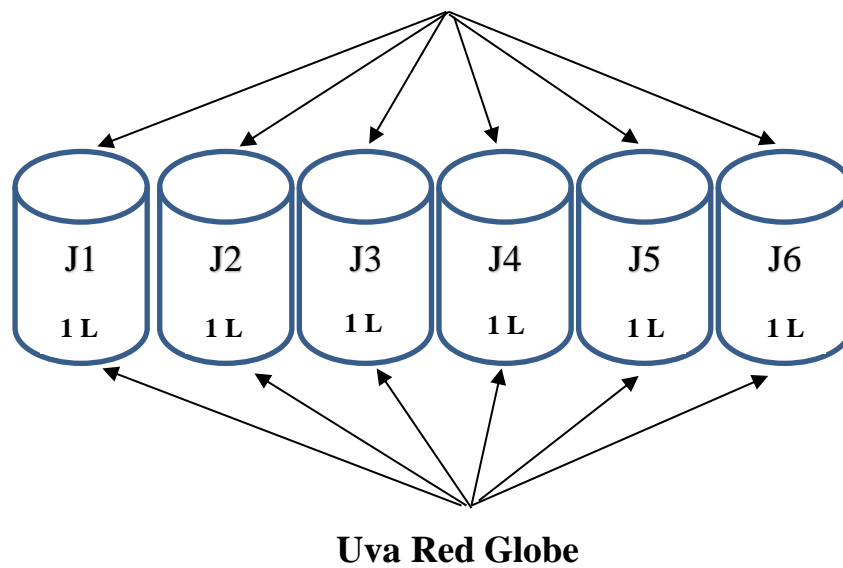


Figura 19 Diagrama de la Etapa # 01 en el punto 3

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

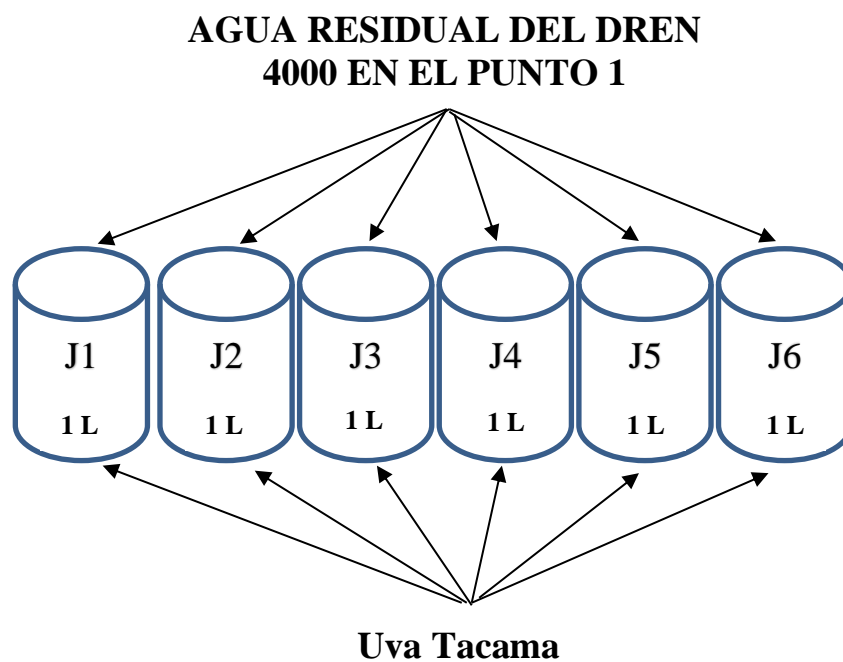


Figura 20 *Diagrama de la Etapa # 01 en el punto 1*

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

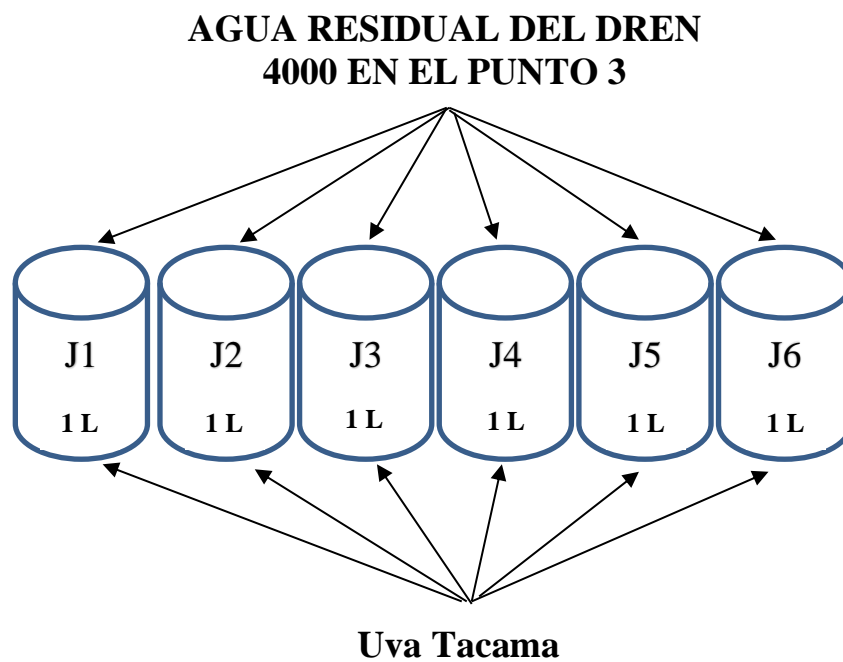


Figura 21 *Diagrama de la Etapa # 01 en el punto 3*

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

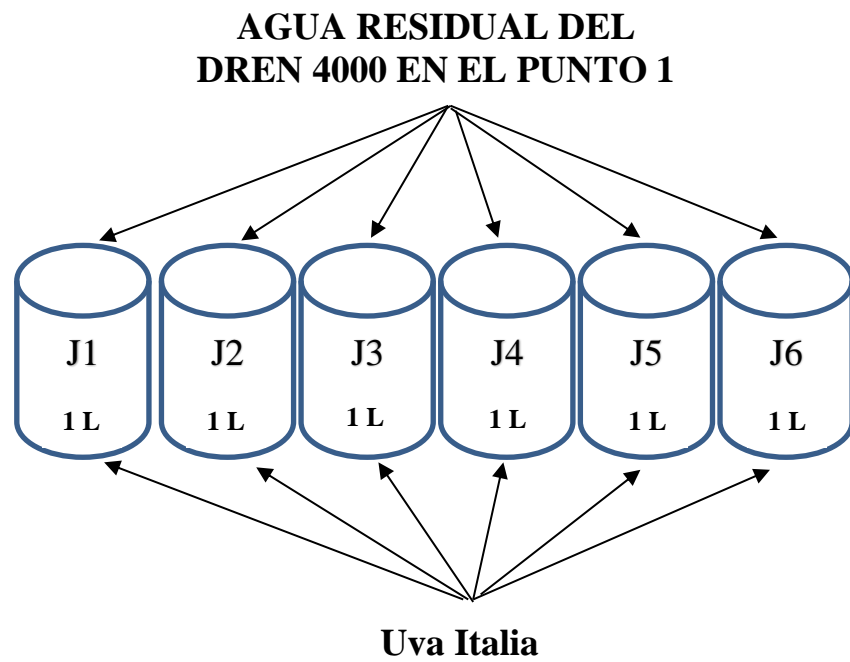


Figura 22 Diagrama de la Etapa # 01 en el punto 1

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

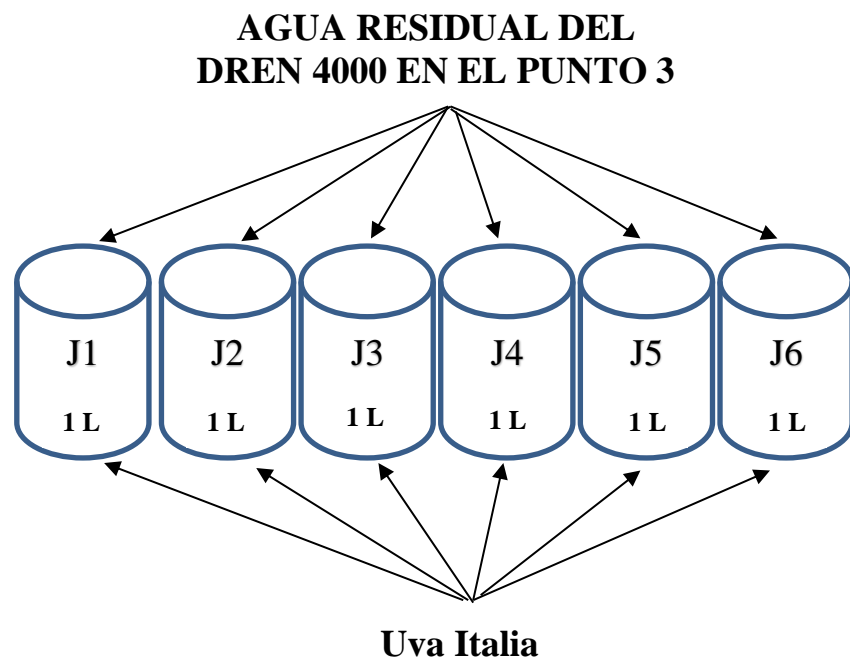


Figura 23 Diagrama de la Etapa # 01 en el punto 3

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

- En el punto 1 no se efectuó la prueba de jarras, debido a que la muestra extraída del dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque no presentó valores significativos y comparados a los LMPs no se presentó contaminación (Ver ANEXO 4).

En esta etapa se procede de la siguiente manera, se enumeran los vasos de precipitado del 1 al 6, y se añade la muestra de 1 litro en cada vaso, luego pesar el coagulante en la balanza analítica y agregar a 5 de los 6 vasos el peso (g) indicado, el vaso número 6 servirá de testigo; iniciar el equipo de prueba de jarras y programar la gradiente de velocidad rápida (rpm), la gradiente de velocidad lenta (rpm), el tiempo de agitación (min.) y el tiempo de sedimentación (min.) estimados. En esta etapa se consideró 100 rpm y 1 minuto para homogeneizar la muestra, automáticamente después de terminar esta etapa se procedió a agregar el coagulante; 100 rpm y 1 minuto para la gradiente de velocidad rápida, 45 y 14 minutos para la gradiente de velocidad lenta, y 30 minutos de sedimentación, finalizado el tiempo de sedimentación se procedió a tomar muestra en vasos de precipitado de 100 ml de capacidad, se procedió a medir los parámetros fisicoquímicos, previamente al filtrado, en este proceso se pudo observar que las 5 primeras jarras a comparación del testigo tenían un índice de disminución significativo; después del filtrado se observó que los parámetros fisicoquímicos disminuían considerablemente en las 6 jarras, observándose que el testigo ubicado en la jarra 6 y las muestras ubicadas en las jarras enumeradas del 1 al 5 disminuían en la misma proporción, con estos resultados concluimos que el filtrado eliminaba más del 90% de las impurezas que causaban la contaminación de la muestra, es por eso que los análisis fisicoquímicos y microbiológicos se hicieron a las muestras después del proceso de sedimentación y antes del filtrado.

La dosis óptima del coagulante se obtiene comparando el % de remoción de todos los parámetros evaluados en las distintas pruebas o corridas de esta etapa.

ETAPA #02

En esta etapa adicionaremos el peso óptimo encontrado en la etapa #01, para encontrar el parámetro de velocidad de agitación rápida (rpm) y el tiempo total en minutos.

- En el punto 1 no se efectuó la prueba de jarras, debido a que la muestra extraída del dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque no presentó valores significativos y comparados a los LMPs no se presentó contaminación. (Ver Anexo).

En esta etapa se procede de la siguiente manera, se enumeran los vasos de precipitado del 1 al 6, y se añade la muestra de 1 litro en cada vaso, luego pesar el coagulante en la balanza analítica y agregar a 5 de los 6 vasos el peso (g) indicado, el vaso número 6 servirá de testigo; iniciar el equipo de prueba de jarras y programar la gradiente de velocidad rápida (rpm), la gradiente de velocidad lenta (rpm), el tiempo de agitación (min.) y el tiempo de sedimentación (min.) estimados. En esta etapa se consideró 100 rpm y 1 minuto para homogeneizar la muestra, automáticamente después de terminar esta etapa se procedió a agregar el coagulante; 100 rpm y 1 minuto para la gradiente de velocidad rápida, 45 y 14 minutos para la gradiente de velocidad lenta, y 30 minutos de sedimentación, finalizado el tiempo de sedimentación se procedió a tomar muestra en vasos de precipitado de 100 ml de capacidad, se procedió a medir los parámetros fisicoquímicos, previamente al filtrado, en este proceso se pudo observar que las 5 primeros jarras a comparación del testigo tenían un índice de disminución significativo;

después del filtrado se observó que los parámetros fisicoquímicos disminuían considerablemente en las 6 jarras, observándose que el testigo ubicado en la jarra 6 y las muestras ubicadas en las jarras enumeradas del 1 al 5 disminuían en la misma proporción, con estos resultados concluimos que el filtrado eliminaba más del 90% de las impurezas que causaban la contaminación de la muestra, es por eso que los análisis fisicoquímicos y microbiológicos se hicieron a las muestras después del proceso de sedimentación y antes del filtrado.

La dosis óptima del coagulante se obtiene comparando el % de remoción de todos los parámetros evaluados en las distintas pruebas o corridas de esta etapa.

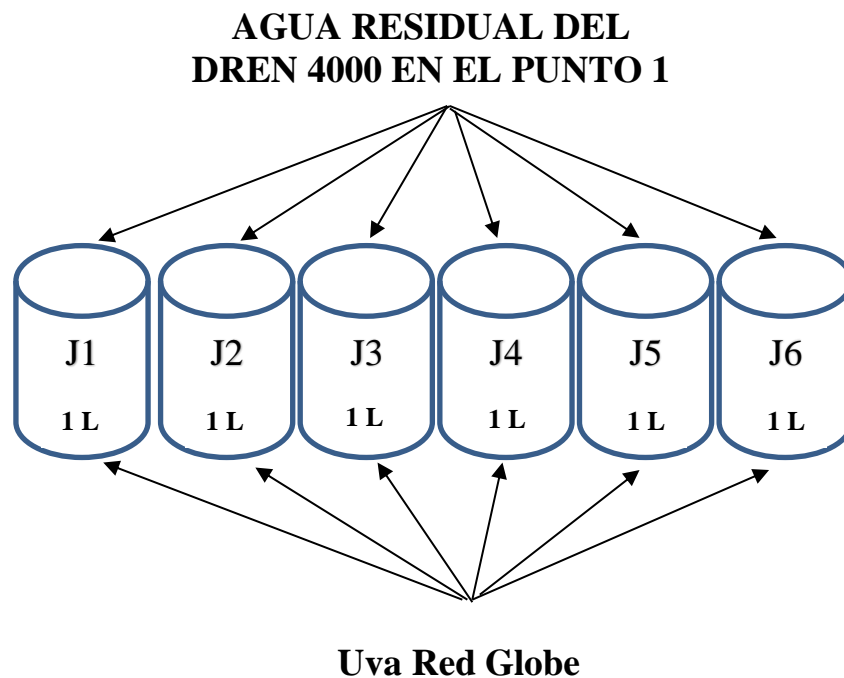
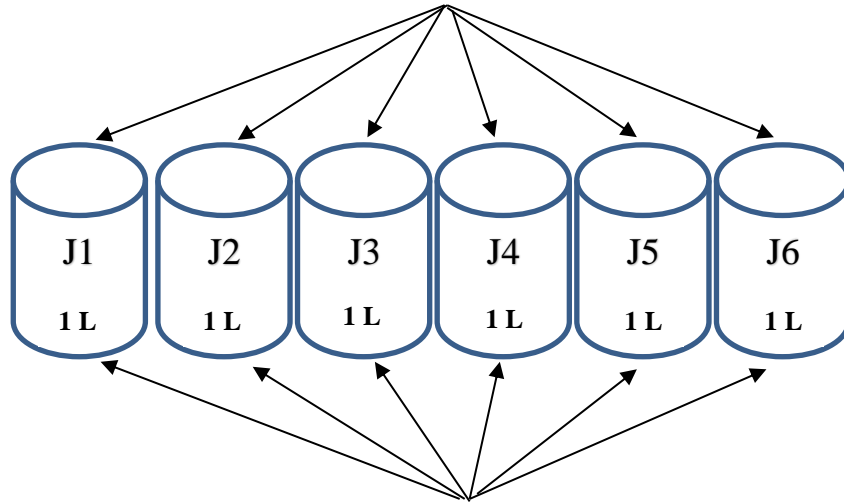


Figura 24 Diagrama de la Etapa # 02 en el punto 1

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

**AGUA RESIDUAL DEL
DREN 4000 EN EL PUNTO 3**

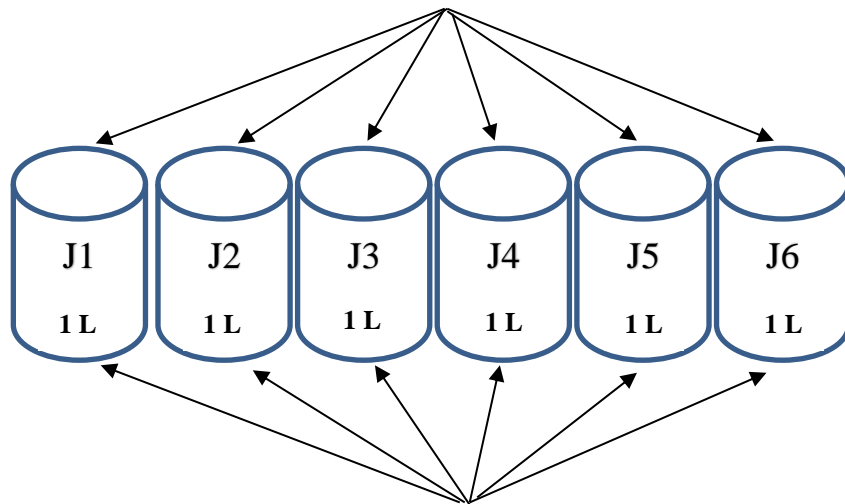


Uva Red Globe

Figura 25 Diagrama de la Etapa # 02 en el punto 3

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

**AGUA RESIDUAL DEL DREN
4000 EN EL PUNTO 1**



Uva Tacama

Figura 26 Diagrama de la Etapa # 02 en el punto 1

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

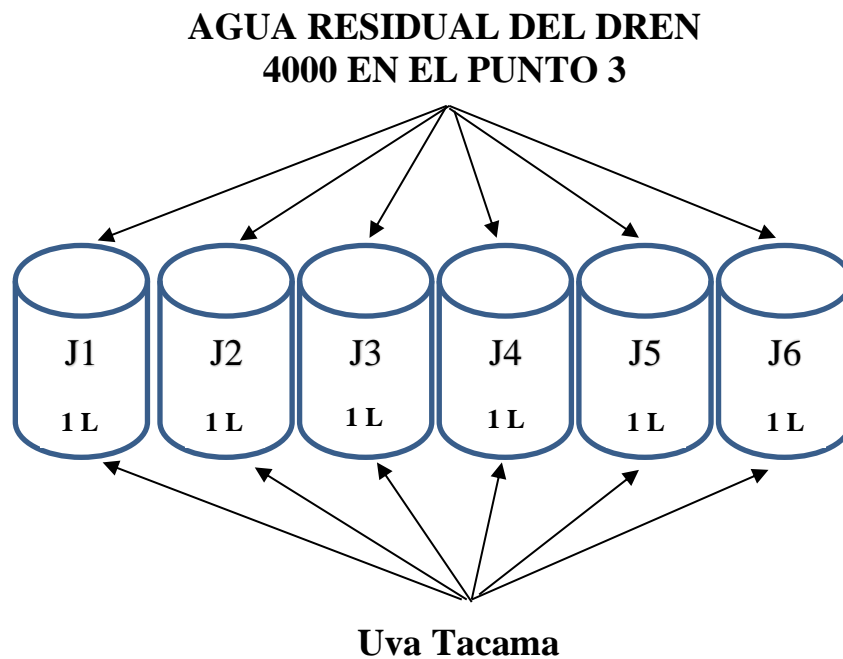


Figura 27 Diagrama de la Etapa # 02 en el punto 3
 Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

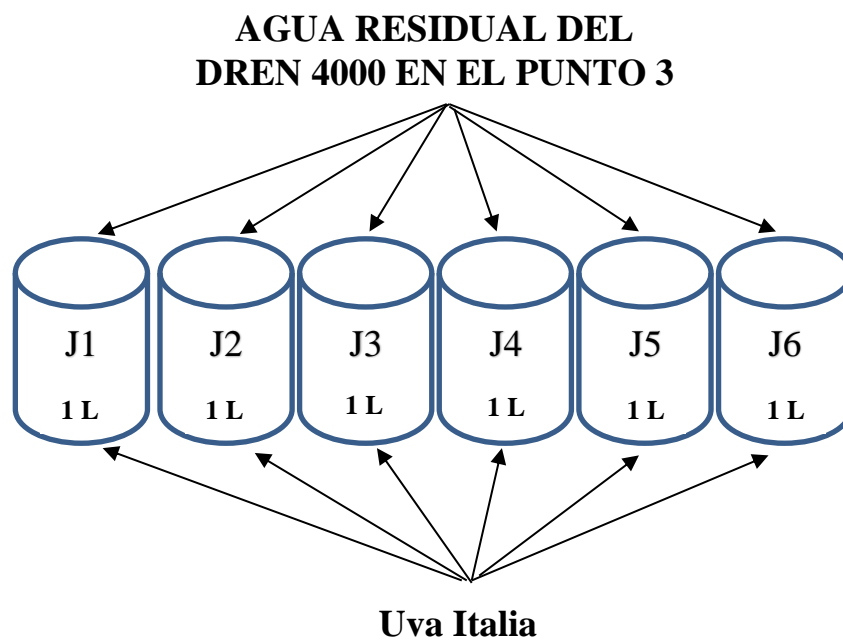


Figura 28 Diagrama de la Etapa # 02 en el punto 1
 Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

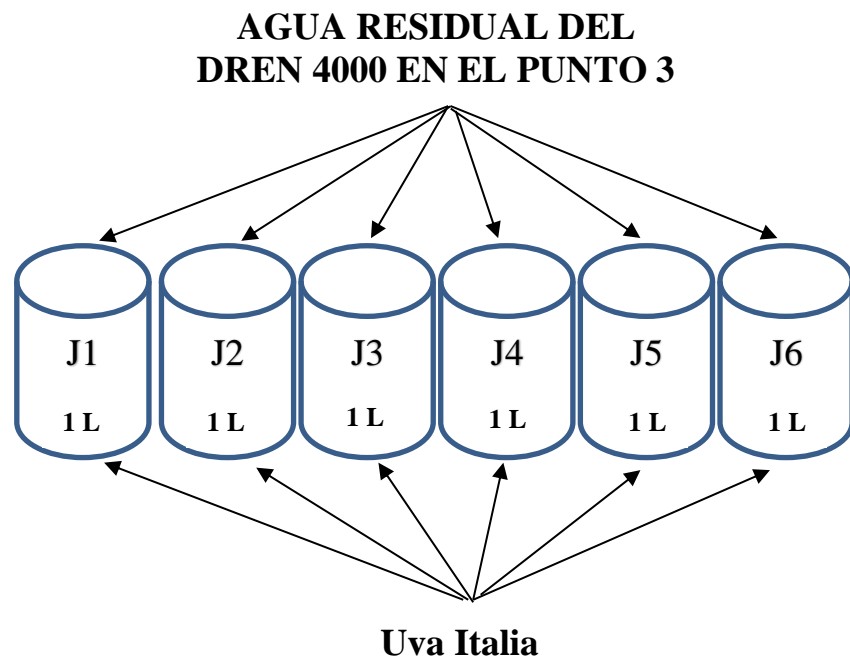


Figura 29 Diagrama de la Etapa # 02 en el punto 3
Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

III. RESULTADOS

Tabla 6

Caracterización del agua del dren 4000 en el punto 3.

Fecha	Temperatura (°C)	turbidez (NTU)	color (U.C)	Conductividad (uS/cm)	pH	DBO mg/L	DQO mg/L	Coliformes	
								Coliformes totales NMP/100mL	coliformes fecales NMP/100mL
7/04/2018	24.60	98.8	35	5980	7.69	200.91	234.5	3.90E+05	3.20E+05
14/04/2018	23.2	101.3	40	6010	7.83	218.75	246.7	4.70E+05	3.90E+05
21/04/2018	25.1	108.6	40	5980	7.69	234.21	266.3	4.30E+05	2.20E+05
28/04/2018	26.2	97.6	35	5980	7.69	200.34	220.8	3.90E+05	1.70E+05
12/05/2018	28.4	102.4	35	4967	8.01	255.5	291.6	4.00E+05	3.90E+05
19/05/2018	27.2	109.3	40	5214	7.94	280.4	310.6	4.80E+05	3.40E+05
26/05/2018	26.4	104.3	45	5320	8.05	260.4	299.1	3.10E+05	3.30E+05
2/06/2018	27.3	108	40	4998	7.98	291.4	318.7	5.80E+05	2.30E+05
9/06/2018	29.83	248	55	5433	8.05	280.3	310.12	9.40E+06	7.00E+06
16/06/2018	28.7	198	50	5160	7.99	240.1	301.1	5.80E+06	3.10E+06
23/06/2018	26.3	210	55	5536	7.99	246.6	308.14	3.30E+06	4.20E+06
30/06/2018	25.1	198	55	5210	8.01	280.3	310.12	6.30E+06	3.30E+06
7/07/2018	24	111.9	35	5109	7.96	256.3	289.5	4.70E+05	4.10E+05
14/07/2018	25.3	118.6	35	5210	8.01	260.1	301.6	5.80E+05	4.10E+05
21/07/2018	24.2	100.5	35	5100	7.99	240.2	274.6	3.90E+05	2.10E+05
28/07/2018	25.1	101.6	35	5101	7.98	234.4	270.5	4.70E+05	3.20E+05

Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

Tabla 7

Caracterización del agua del dren 4000 en el punto 1

Fecha	Temperatura	turbidez (NTU)	color (U.C)	Conductividad (uS/cm)	pH	DBO mg/L	DQO mg/L	Coliformes	
								Coliformes totales NMP/100mL	coliformes fecales NMP/100mL
03/03/2018	25.5	14.8	15	1530	8.01	9	13	1.80E+04	3.40E+03
10/03/2018	24.9	11.2	15	1718	7.98	10	12	3.50E+04	1.80E+03
17/03/2018	26.1	9.03	10	1600	7.84	11	13	3.40E+04	3.40E+03
24/03/2018	25.7	10.2	15	1815	8.01	10	14	3.50E+04	3.40E+03

Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

- Los mejores resultados obtenidos después de aplicar prueba de jarras son 165.9 mg/L de DBO₅, 218.9 mg/L de DQO, 1.4E+05 NMP/100mL de coliformes totales, 1.68E+04 NMP/100mL de coliformes fecales, 42.4 NTU de turbidez, utilizando 3 gramos/L de la cáscara del plátano verde, a una gradiente de velocidad rápida de 150 rpm por 1 minuto, una gradiente de velocidad lenta de 45 rpm por 14 minutos y un tiempo de sedimentación de 30 minutos.
- Los mejores resultados obtenidos después de aplicar prueba de jarras son 198.6 mg/L de DBO₅, 220.4 mg/L de DQO, 2.4E+05 NMP/100mL de coliformes totales, 1.7E+05 NMP/100mL de coliformes fecales, 29.8 NTU de turbidez, utilizando 0.4007 gramos/L de la pepa de uva Italia, a una gradiente de velocidad rápida de 150 rpm por 1 minuto, una gradiente de velocidad lenta de 45 rpm por 14 minutos y un tiempo de sedimentación de 30 minutos.
- Los mejores resultados obtenidos después de aplicar prueba de jarras son 221.1 mg/L de DBO₅, 260.3 mg/L de DQO, 1.7E+05 NMP/100mL de coliformes totales, 2.4E+05 NMP/100mL de coliformes fecales, 100 NTU de turbidez, utilizando 0.4505 gramos/L de la pepa de la uva Red Globe, a una gradiente de velocidad rápida de 150 rpm por 1 minuto, una gradiente de velocidad lenta de 45 rpm por 14 minutos y un tiempo de sedimentación de 30 minutos.
- Los mejores resultados obtenidos después de aplicar prueba de jarras son 193.3 mg/L de DBO₅, 221.4 mg/L de DQO, 2.4E+05 NMP/100mL de coliformes totales, 1.7E+04 NMP/100mL de coliformes fecales, 30.1 NTU de turbidez, utilizando 0.4002 gramos/L pepa de uva Tacama, a una gradiente de velocidad rápida de 150 rpm por 1 minuto, una gradiente de velocidad lenta de 45 rpm por 14 minutos y un tiempo de sedimentación de 30 minutos.

A continuación, se detallan los resultados obtenidos del ensayo en prueba de jarras, con la cáscara del plátano verde, pepa de uva Italia, Red Globe y Tacama.

1.10. RESULTADOS DE PRUEBA DE JARRAS CON PLÁTANO VERDE

ETAPA 1																					
PRUEBA DE JARRAS																					
NOMBRE DE LA FUENTE: Descarga del dren 4000					COORDENADAS: latitud: -6.876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79.927982 / 79°55'40,74" W																
FECHA DE TOMA DE MUESTRA: 7/04/2018					Temperatura del agua 24.6 °C																
FECHA DE ANALISIS: 7/04/2018																					
TIPO DE COAGULANTE: cáscara de plátano verde																					
Tabla 8																					
Resultados de prueba de jarras en la etapa 1 con cáscara de plátano verde																					
MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO				DOSIFICACIÓN			FLOCULACIÓN		AGUA SEDIMENTADA												
Color (U.C) 35		Conductividad 5980 uS/cm		Mezcla rápida		SI	NO	SEDIMENTACIÓN													
Turbidez 98.8 NTU		pH 7.69		Tiempo Velocidad		1	100	Tiempo de floc 14 min velocidad 45 rpm		Tiempo de sedimentación 30 min											
Jarra N°	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes		Coagulante		pH	Color U.C	Turbidez (NTU)	Conductividad uS/cm	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes		%TURBIDEZ	%COLOR	%DBO5	%DQO	%Coliformes Totales	%Coliformes Fecales	
			Coliformes totales (NMP/100 mL)	coliformes fecales (NMP/100 mL)	Coliformes totales (NMP/100 mL)	coliformes fecales (NMP/100m L)															
1	200.91	234.5	3.90E+05	3.20E+05		2.000		7.7	30	44.4	5972	179.90	205.8	3.50E+05	1.40E+05	55.1	14.3	10.5	12.2	10.3	56.3
2	200.91	234.5	3.90E+05	3.20E+05		4.000		7.87	30	42.8	5980	166.60	219.8	2.40E+05	1.70E+05	56.7	14.3	17.1	6.3	38.5	46.9
3	200.91	234.5	3.90E+05	3.20E+05		6.000		7.96	35	43.2	5930	180.60	230	3.80E+05	2.60E+05	56.3	0.0	10.1	1.9	2.6	18.8
4	200.91	234.5	3.90E+05	3.20E+05		8.000		7.8	35	41.9	5968	194.70	249.5	2.40E+05	2.10E+05	57.6	0.0	3.1	-6.4	38.5	34.4
5	200.91	234.5	3.90E+05	3.20E+05		10.000		7.96	40	41.0	5994	181.60	253.5	1.70E+05	1.10E+05	58.5	-14.3	9.6	-8.1	56.4	65.6
6	200.91	234.5	3.90E+05	3.20E+05		0.000		7.69	35	98.8	5980	200.90	234.5	3.90E+05	3.20E+05	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

PRUEBA DE JARRAS

NOMBRE DE LA FUENTE: Descarga del dren 4000

FECHA DE TOMA DE MUESTRA: 14/04/2018

FECHA DE ANALISIS: 14/04/2018

TIPO DE COAGULANTE: cáscara de plátano verde

COORDENADAS: latitude: -6,876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79,927982 / 79°55'40,74" W

Temperatura del agua 23.2 °C

Tabla 9
Resultados de prueba de jarras en la etapa 1 con cáscara de plátano verde

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO					DOSIFICACIÓN				FLOCULACIÓN		AGUA SEDIMENTADA				% DE REMOCIÓN							
Color (U.C) 40	Conductividad 6010 uS/cm	pH 7.83	Turbidez 101.3 NTU	volumen de jarras 1000 ml	Mezcla rápida				Tiempo de floc 14 min		SEDIMENTACIÓN				%TURBIDEZ	%COLOR	%DBO5	%DQO	%Coliformes Totales	%Coliformes Fecales		
					Velocidad	100	1	min	SI	NO	Tiempo de sedimentación 30 min		Coliformes									
											Coagulante	(g)	Turbidez (NTU)	Conductividad uS/cm							DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)
Jarra N°	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes	Cáscara de platano verde				pH	Color U.C	Turbidez (NTU)	Conductividad uS/cm	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes totales (NMP/100 mL)	coliformes fecales (NMP/100m L)	%TURBIDEZ	%COLOR	%DBO5	%DQO	%Coliformes Totales	%Coliformes Fecales	
1	218.75	246.7	4.70E+05	3.90E+05	2.000				7.83	30	45.90	6000	191.00	222.1	2.80E+05	1.70E+05	54.7	25.0	12.7	10.0	40.4	56.4
2	218.75	246.7	4.70E+05	3.90E+05	2.500				7.79	30	44.00	6011	186.60	224.0	3.90E+05	2.20E+05	56.6	25.0	14.7	9.2	17.0	43.6
3	218.75	246.7	4.70E+05	3.90E+05	3.000				7.73	30	42.40	6010	178.90	219.6	1.10E+05	7.80E+04	58.1	25.0	18.2	11.0	76.6	80.0
4	218.75	246.7	4.70E+05	3.90E+05	3.500				7.70	30	43.70	6010	181.40	229.3	1.70E+05	1.10E+05	56.9	25.0	17.1	7.1	63.8	71.8
5	218.75	246.7	4.70E+05	3.90E+05	4.000				7.82	30	45.10	6008	182.90	234.4	2.40E+05	1.70E+05	55.5	25.0	16.4	5.0	48.9	56.4
6	218.75	246.7	4.70E+05	3.90E+05	0.000				7.83	40	101.10	6010	218.64	246.5	4.70E+05	3.90E+05	0.2	0.0	0.1	0.1	0.0	0.0

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

ETAPA 2

PRUEBA DE JARRAS

NOMBRE DE LA FUENTE: Descarga del dren 4000

FECHA DE TOMA DE MUESTRA: 21/04/2018

FECHA DE ANALISIS: 21/04/2018

TIPO DE COAGULANTE: cáscara de plátano verde

COORDENADAS: latitud: -6,876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79,927982 / 79°55'40,74" W

Temperatura del agua 25.1 °C

Tabla 10
Resultados de prueba de jarras en la etapa 2 con cáscara de plátano

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO				DOSIFICACIÓN				FLOCULACIÓN		AGUA SEDIMENTADA				% DE REMOCIÓN							
Color (U.C) 40		Conductividad 5980 uS/cm		Mezcla rápida		SI	NO	Tiempo de floc 14 min		SEDIMENTACIÓN				% DE REMOCIÓN							
Turbidez		pH 7.69		Tiempo 150		1	1	velocidad 45 rpm		Tiempo de sedimentación 30 min				% DE REMOCIÓN							
Jarra N°	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes totales (NMP/100 mL)	Coliformes fecales (NMP/100 mL)	Coagulante		(g)	pH	Color U.C	Turbidez (NTU)	Conductividad uS/cm	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes		%TURBIDEZ	%COLOR	%DBO5	%DQO	%Coliformes Totales	%Coliformes Fecales
					Coliformes totales (NMP/100 mL)	Coliformes fecales (NMP/100m L)															
1	234.21	266.3	4.30E+05	2.20E+05	3.000			7.7	30	42.9	5978	165.80	218.7	1.70E+05	1.68E+04	60.5	25.0	29.2	17.9	60.5	92.4
2	234.21	266.3	4.30E+05	2.20E+05	3.000			7.72	30	42.8	5980	166.60	219.8	1.70E+05	1.68E+04	60.6	25.0	28.9	17.5	60.5	92.4
3	234.21	266.3	4.30E+05	2.20E+05	3.000			7.68	30	42.4	5879	165.90	218.9	1.40E+05	1.68E+04	61.0	25.0	29.2	17.8	67.4	92.4
4	234.21	266.3	4.30E+05	2.20E+05	3.000			7.68	30	41.9	5980	166.40	219.6	1.40E+05	1.68E+04	61.4	25.0	29.0	17.5	67.4	92.4
5	234.21	266.3	4.30E+05	2.20E+05	3.000			7.7	30	42.1	5979	166.50	219.6	1.40E+05	1.68E+04	61.2	25.0	28.9	17.5	67.4	92.4
6	234.21	266.3	4.30E+05	2.20E+05	0.000			7.69	35	105.4	5980	234.21	266.3	4.30E+05	2.20E+05	2.9	12.5	0.0	0.0	0.0	0.0

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

PRUEBA DE JARRAS

NOMBRE DE LA FUENTE:
FECHA DE TOMA DE MUESTRA:
FECHA DE ANALISIS:
TIPO DE COAGULANTE:

Descarga del dren 4000
28/04/2018
28/04/2018
cáscara de plátano verde

COORDENADAS:
Temperatura del agua

latitud: -6,876471 / 6°52'35.3" S, longitud: -79,927982 / 79°55'40,74" W
26.2 °C

Tabla 11
Resultados de prueba de jarras en la etapa 2 con cáscara de plátano verde

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO					DOSIFICACIÓN				FLOCULACIÓN		AGUA SEDIMENTADA				% DE REMOCIÓN																	
Color (U.C) 35		Conductividad 5980 uS/cm		Mezcla rápida		SI	NO	Tiempo de floc 14 min velocidad 45 rpm		SEDIMENTACIÓN																						
Turbidez	97.6 NTU	pH 7.69	volumen de jarras 1000 ml	Tiempo	Velocidad	1	200			Tiempo de sedimentación 30 min																						
								Jarra N°	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes		%TURBIDEZ	%COLOR							%DBO5	%DQO	%Coliformes Totales	%Coliformes Fecales								
Coliformes totales (NMP/100 mL)	coliformes fecales (NMP/100m L)																															
Cáscara de platano verde															(g)		pH		Color U.C		Turbidez (NTU)		Conductividad uS/cm		DBO5 (mg/L)		DQO (mg/L)		Coliformes totales (NMP/100 mL)		coliformes fecales (NMP/100m L)	
1	200.34	220.8			3.000				7.68	25	44.4	5980	140.32	200.1	6.80E+04	2.10E+04	54.5	28.6	30.0	9.4	82.6	87.6										
2	200.34	220.8			3.000				7.69	25	42.8	5980	139.78	200.08	6.80E+04	2.10E+04	56.1	28.6	30.2	9.4	82.6	87.6										
3	200.34	220.8			3.000				7.69	25	43.2	5980	140.11	199.98	5.90E+04	3.50E+04	55.7	28.6	30.1	9.4	84.9	79.4										
4	200.34	220.8			3.000				7.68	25	41.9	5979	140.19	200	6.80E+04	2.10E+04	57.1	28.6	30.0	9.4	82.6	87.6										
5	200.34	220.8			3.000				7.67	25	41.0	5979	140.01	200.11	6.80E+04	2.10E+04	58.0	28.6	30.1	9.4	82.6	87.6										
6	200.34	220.8			0.000				7.68	35	97.5	5980	200.34	220.8	3.90E+05	1.70E+05	0.1	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0										

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

1.10. RESULTADO DE PRUEBA DE JARRAS CON UVA ITALIA

ETAPA 1

PRUEBA DE JARRAS

NOMBRE DE LA FUENTE:
FECHA DE TOMA DE MUESTRA:
FECHA DE ANALISIS:
TIPO DE COAGULANTE:

Descarga del dren 4000
12/05/2018
12/05/2018
pepa de uva italia

COORDENADAS:
latitud: -6.876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79.927982 / 79°55'40,74" W
Temperatura del agua
28.4 °C

Tabla 12
Resultados de prueba de jarras en la etapa 1 con pepa de uva Italia

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO				DOSIFICACIÓN			FLOCULACIÓN		AGUA SEDIMENTADA		% DE REMOCIÓN										
Color (U.C)	35	Conductividad	4967 U.S/cm	Mezcla rápida	SI	NO			SEDIMENTACIÓN		%TURBIDEZ	%COLOR	%DBO5	%DQO	%Coliformes Totales	%Coliformes Fecales					
Turbidez	102.4 NTU	pH	8.01	Tiempo Velocidad	1 100	1 100	min rpm	Tiempo de sedimentación 30 min		pH							Conductividad uS/cm	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes	
Jarra N°	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes totales (NMP/100 mL)	Coliformes fecales (NMP/100 mL)	Coagulante			pepa de uva italia												Coliformes totales (NMP/100 mL)	coliformes fecales (NMP/100 mL)
1	255.5	291.6	4.00E+05	3.90E+05	0.2047			7.99	35	41.6	4963	210.4	229.0	3.10E+05	2.40E+05	59.4	0.0	17.7	21.5	22.5	38.5
2	255.5	291.6	4.00E+05	3.90E+05	0.3001			8.03	35	41.5	4959	228.5	240.0	2.80E+05	1.90E+05	59.5	0.0	10.6	17.7	30.0	51.3
3	255.5	291.6	4.00E+05	3.90E+05	0.4020			8.01	30	34.6	4961	199.2	217.2	2.10E+05	1.20E+05	66.2	70.7	22.0	25.5	47.5	69.2
4	255.5	291.6	4.00E+05	3.90E+05	0.5035			7.78	30	37.2	4947	249.7	268.0	3.20E+05	1.30E+05	63.7	14.3	2.3	8.1	20.0	66.7
5	255.5	291.6	4.00E+05	3.90E+05	0.6035			7.95	35	41.4	4967	207.8	221.1	2.70E+05	3.20E+05	59.6	0.0	18.7	24.2	32.5	17.9
6	255.5	291.6	4.00E+05	3.90E+05	0.0000			8.00	35	101.8	4967	253.4	221.1	4.00E+05	3.90E+05	0.6	0.0	0.8	24.2	0.0	0.0

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

PRUEBA DE JARRAS

NOMBRE DE LA FUENTE:
FECHA DE TOMA DE MUESTRA:
FECHA DE ANALISIS:
TIPO DE COAGULANTE:

Descarga del dren 4000
19/05/2018
19/05/2018
pepa de uva italia

COORDENADAS: **latitud: -6,876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79,927982 / 79°55'40,74" W**
Temperatura del agua 27.2 °C

Tabla 13
Resultados de prueba de jarras en la etapa 1 con pepa de uva Italia

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO					DOSIFICACIÓN				FLOCULACIÓN		AGUA SEDIMENTADA					% DE REMOCIÓN					
Color (U.C)	40	Turbidez	Conductividad	5214 uS/cm	Mezcla rápida		SI	NO	Tiempo de floc 14 min	velocidad 45 rpm	SEDIMENTACIÓN					%TURBIDEZ	%COLOR	%DBO	%DQO	%Coliformes Totales	%Coliformes Fecales
					Tiempo	Velocidad					1	100	100	rpm							
															Tiempo de sedimentación 30 min						
Jarra N°	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes totales (NIMP/100 mL)	coliformes fecales (NIMP/100 mL)	Coagulante	(g)	pH					Color U.C	Turbidez (NTU)	Conductividad uS/cm	DBO5 (mg/L)	DOO (mg/L)	Coliformes totales (NIMP/100 mL)	coliformes fecales (NIMP/100 mL)			
1	280.4	310.6	4.80E+05	3.40E+05	0.3006		7.96	30	39.8	5212	210.6	228.0	2.60E+05	1.40E+05	63.6	25.0	24.9	26.6	45.8	58.8	
2	280.4	310.6	4.80E+05	3.40E+05	0.3516		7.96	30	37.1	5213	200.3	227.5	2.60E+05	1.40E+05	66.1	25.0	28.6	26.8	45.8	58.8	
3	280.4	310.6	4.80E+05	3.40E+05	0.4010		7.94	30	33.9	5212	197.6	220.6	2.10E+05	1.20E+05	69.0	25.0	29.5	29.0	56.3	64.7	
4	280.4	310.6	4.80E+05	3.40E+05	0.4506		7.89	30	34.7	5210	198.2	221.4	2.10E+05	1.20E+05	68.3	25.0	29.3	28.7	56.3	64.7	
5	280.4	310.6	4.80E+05	3.40E+05	0.5052		7.80	35	38.6	5213	203.4	223.4	2.60E+05	1.40E+05	64.7	12.5	27.5	28.1	45.8	58.8	
6	280.4	310.6	4.80E+05	3.40E+05	0.0000		7.95	40	109.0	5214	270.1	298.0	4.80E+05	3.40E+05	0.3	0.0	3.7	4.1	0.0	0.0	

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

PRUEBA DE JARRAS

NOMBRE DE LA FUENTE:	Descarga del dren 4000	COORDENADAS:	latitud: -6,876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79,927982 / 79°55'40,74" W
FECHA DE TOMA DE MUESTRA:	26/05/2018	Temperatura del agua	26.4 °C
FECHA DE ANALISIS:	26/05/2018		
TIPO DE COAGULANTE:	pepa de uva italia		

Tabla 14

Resultados de prueba de jarras en la etapa 2 con pepa de uva Italia

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO				DOSIFICACIÓN				FLOCULACIÓN		AGUA SEDIMENTADA			% DE REMOCIÓN										
Color (U.C)	45	Conductividad	5320 uS/cm	Mezcla rápida		SI	NO	SEDIMENTACIÓN															
Turbidez	104.3 NTU	pH	8.05	Tiempo	Velocidad	1	150	Tiempo de sedimentación 30 min															
	volumen de jarras	1000 ml		Coagulante																			
Jarra N°	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes totales (NIMP/100 mL)	Coliformes fecales (NIMP/100 mL)	pepa de uva italia						Turbidez (NTU)	Conductividad uS/cm	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes totales (NIMP/100 mL)	coliformes fecales (NIMP/100 mL)	%TURBIDEZ	%COLOR	%DBO	%DQO	%Coliformes Totales	%Coliformes Fecales	
1	260.4	299.1	3.10E+05	3.30E+05	0.4006						8.00	30	5318	199.1	221.4	2.40E+05	1.70E+05	69.8	33.3	23.5	26.0	22.6	48.5
2	260.4	299.1	3.10E+05	3.30E+05	0.4008						8.01	30	5319	197.4	220.9	2.40E+05	2.10E+05	70.4	33.3	24.2	26.1	22.6	36.4
3	260.4	299.1	3.10E+05	3.30E+05	0.4007						8.01	30	5318	198.6	220.4	2.40E+05	1.70E+05	71.4	33.3	23.7	26.3	22.6	48.5
4	260.4	299.1	3.10E+05	3.30E+05	0.4008						7.99	30	5320	199.2	220.6	2.40E+05	1.70E+05	70.9	33.3	23.5	26.2	22.6	48.5
5	260.4	299.1	3.10E+05	3.30E+05	0.4009						7.98	30	5318	198.8	220.9	2.40E+05	1.70E+05	69.7	33.3	23.7	26.1	22.6	48.5
6	260.4	299.1	3.10E+05	3.30E+05	0.0000						8.04	45	5320	260.4	299.1	3.10E+05	3.30E+05	0.2	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

PRUEBA DE JARRAS

NOMBRE DE LA FUENTE:
FECHA DE TOMA DE MUESTRA:
FECHA DE ANALISIS:
TIPO DE COAGULANTE:

Descarga del dren 4000
2/06/2018
2/06/2018
pepa de uva italia

COORDENADAS: latitud: -6,876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79,927982 / 79°55'40,74" W
Temperatura del agua 27.3 °C

Tabla 15
Resultados de prueba de jarras en la etapa 2 con pepa de uva Italia

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO				DOSIFICACIÓN				FLOCULACIÓN	AGUA SEDIMENTADA				% DE REMOCIÓN								
Color (U.C)	40	Conductividad 108 NTU	pH 7.98	Mezcla rápida		SI			NO		SEDIMENTACIÓN										
				Velocidad	1	200	200		200	200	rpm	rpm							rpm	rpm	Tiempo de sedimentación 30 min
Jarra N°	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes		Coagulante				pH	Color U.C	Turbidez (NTU)	Conductividad uS/cm	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes		%TURBIDEZ	%COLOR	%DQO	%Coliformes Totales	%Coliformes Fecales
			Coliformes totales (NMP/100 mL)	coliformes fecales (NMP/100 mL)	pepa de uva italia	(g)	Coliformes totales (NMP/100 mL)	coliformes fecales (NMP/100 mL)													
1	291.4	318.7	5.80E+05	2.30E+05	0.4001	7.98	30	28.3	4991	197.6	209.1	2.50E+05	2.00E+05	73.8	25.0	32.2	34.4	56.9	13.0		
2	291.4	318.7	5.80E+05	2.30E+05	0.4000	7.99	30	28.9	4997	196.3	208.4	2.50E+05	1.70E+05	73.2	25.0	32.6	34.6	56.9	26.1		
3	291.4	318.7	5.80E+05	2.30E+05	0.4003	8.00	30	28.4	4996	197.1	209.3	2.40E+05	1.70E+05	73.7	25.0	32.4	34.3	58.6	26.1		
4	291.4	318.7	5.80E+05	2.30E+05	0.4006	7.98	30	29.1	4996	197.4	208.6	2.50E+05	1.70E+05	73.1	25.0	32.3	34.5	56.9	26.1		
5	291.4	318.7	5.80E+05	2.30E+05	0.4008	7.97	30	29.3	4995	196.6	208.5	2.50E+05	2.00E+05	72.9	25.0	32.5	34.6	56.9	13.0		
6	291.4	318.7	5.80E+05	2.30E+05	0.0000	7.98	40	107.6	4998	291.4	318.7	5.80E+05	2.30E+05	0.4	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0		

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

1.10. RESULTADOS DE PRUEBA DE JARRAS CON UVA RED GLOBE

ETAPA 1

PRUEBA DE JARRAS

NOMBRE DE LA FUENTE:
FECHA DE TOMA DE MUESTRA:
FECHA DE ANALISIS:
TIPO DE COAGULANTE:

Descarga del dren 4000
9/06/2018
9/06/2018
pepa de uva Red globe

COORDENADAS: latitud: -6,876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79,927982 / 79°55'40,74" W
Temperatura del agua
29.82 °C

Tabla 16
Resultados de prueba de jarras en la etapa 1 con pepa de uva Red Globe

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO				DOSIFICACIÓN			FLOCULACIÓN		AGUA SEDIMENTADA				% DE REMOCIÓN																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																				
Color (U.C)	55	Conductividad	5433 uS/cm	Mezcla rápida	SI	NO	SEDIMENTACIÓN																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																										
Turbidez	248	NTU	pH 8.05	Tiempo	1	1 min	Tiempo de sedimentación 30 min																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																										
		volumen de jarras	1000 ml	Velocidad	100	100 rpm																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																																											

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

NOMBRE DE LA FUENTE:
FECHA DE TOMA DE MUESTRA:
FECHA DE ANALISIS:
TIPO DE COAGULANTE:

Descarga del dren 4000
16/06/2018
16/06/2018
pepa de uva Red globe

COORDENADAS:
latitud: -6,876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79,927982 / 79°55'40,74" W
Temperatura del agua
28.7 °C

Tabla 17
Resultados de prueba de jarras en la etapa 1 con pepa de uva Red Globe

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO				DOSIFICACIÓN			FLOCULACIÓN		AGUA SEDIMENTADA				% DE REMOCIÓN							
Color (U.C)		Conductividad	5160 uS/cm	Mezcla rápida		SI	NO	Tiempo de floc 14 min velocidad 45 rpm		SEDIMENTACIÓN										
Turbidez	198	NTU	pH 7.99	100	100	1	1													
volumen de jarras 1000 ml		Coagulante		pepa de uva Red globe		Coliformes			Tiempo de sedimentación 30 min											
Jarra N°	DBO5 (mg/L)	DOO (mg/L)	Coliformes totales (NMP/100mL)	coliformes fecales (NMP/100mL)	(g)		pH	Color U.C	Turbidez (NTU)	Conductividad uS/cm	DBO5 (mg/L)	DOO (mg/L)	Coliformes totales (NMP/100mL)	coliformes fecales (NMP/100mL)	%TURBIDEZ	%COLOR	%DBO5	%DQO	%Coliformes Totales	%Coliformes Fecales
1	240.1	301.1	5.80E+06	3.10E+06	0.3002		8.01	35	120.3	5158	201.7	243.9	1.70E+05	1.70E+05	39.2	30.0	16.0	19.0	97.1	94.5
2	240.1	301.1	5.80E+06	3.10E+06	0.3501		7.99	35	118.2	5158	201.1	239.4	2.50E+05	2.10E+05	40.3	30.0	16.2	20.5	95.7	93.2
3	240.1	301.1	5.80E+06	3.10E+06	0.4002		8.00	30	110.6	5159	200.4	225.2	2.10E+05	1.30E+05	44.1	40.0	16.5	25.2	96.4	95.8
4	240.1	301.1	5.80E+06	3.10E+06	0.4506		7.97	30	108.3	5158	199.3	221.1	2.10E+05	2.50E+05	45.3	40.0	17.0	26.6	96.4	91.9
5	240.1	301.1	5.80E+06	3.10E+06	0.5003		7.88	35	111.5	5158	200.9	246.7	1.70E+05	2.50E+05	43.7	30.0	16.3	18.1	97.1	91.9
6	240.1	301.1	5.80E+06	3.10E+06	0.0000		7.98	50	197.8	5160	240.1	301.1	5.10E+06	3.10E+06	0.1	0.0	0.0	0.0	12.1	0.0

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

PRUEBA DE JARRAS

NOMBRE DE LA FUENTE:
FECHA DE TOMA DE MUESTRA:
FECHA DE ANALISIS:
TIPO DE COAGULANTE:

Descarga del dren 4000
23/06/2018
23/06/2018
pepa de uva Red globe

COORDENADAS: **latitud: -6,876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79,927982 / 79°55'40,74" W**

Temperatura del agua 26.3 °C

Tabla 18
Resultados de prueba de jarras en la etapa 2 con pepa de uva Red Globe

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO				DOSIFICACIÓN			FLOCULACIÓN		AGUA SEDIMENTADA						% DE REMOCIÓN					
Color (U.C) Turbidez	55 210	Conductividad NTU	5536 uS/cm pH 7.99	Mezcla rápida			Tiempo de floc 14 min velocidad 45 rpm	SEDIMENTACIÓN						%TURBIDEZ	%COLOR	%DBO5	%DQO	%Coliformes Totales	%Coliformes Fecales	
				Velocidad	1	150		1	150	150	Tiempo de sedimentación 30 min									
											Coagulante	(g)								Turbidez (NTU)
Jarra N°	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes totales (NMP/100mL)	coliformes fecales (NMP/100mL)	pepa de uva Red globe			pH	Color U.C											
1	246.6	308.14	3.30E+06	4.20E+06	0.4501			7.99	50	115.6	5531	209.6	243.9	3.10E+05	2.50E+05	20.8	90.6	94.0		
2	246.6	308.14	3.30E+06	4.20E+06	0.4503			7.99	45	114.5	5535	210.1	244.5	2.60E+05	2.50E+05	20.7	92.1	94.0		
3	246.6	308.14	3.30E+06	4.20E+06	0.4505			8.00	40	115.3	5535	209.9	243.8	2.60E+05	1.70E+05	20.9	92.1	96.0		
4	246.6	308.14	3.30E+06	4.20E+06	0.4503			7.98	35	115.2	5536	209.4	244.2	2.60E+05	1.70E+05	20.8	92.1	96.0		
5	246.6	308.14	3.30E+06	4.20E+06	0.4506			8.00	45	115.6	5533	210.6	245.1	3.10E+05	1.70E+05	20.5	90.6	96.0		
6	246.6	308.14	3.30E+06	4.20E+06	0.0000			7.99	50	209.0	5536	233.4	308.14	3.30E+06	4.20E+06	5.4	0.0	0.0		

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

PRUEBA DE JARRAS

NOMBRE DE LA FUENTE:
FECHA DE TOMA DE MUESTRA:
FECHA DE ANALISIS:
TIPO DE COAGULANTE:

Descarga del dren 4000
30/06/2018
30/06/2018
pepa de uva Red globe

COORDENADAS: latitud: -6.876471 / 6°52'35.3" S, longitud: -79.927982 / 79°55'40.74" W
Temperatura del agua 25.1 °C

Tabla 19
Resultados de prueba de jarras en la etapa 2 con pepa de uva Red Globe

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO										DOSIFICACIÓN				FLOCULACIÓN		AGUA SEDIMENTADA					% DE REMOCIÓN												
Jarra N°	Color (U.C) 55	Turbidez 198	Conductividad NTU	volumen de jarras 1000 ml	5210 uS/cm pH 8.01		Mezcla rápida		SI	NO	Tiempo 1 min	Velocidad 200 rpm	Coagulante	(g)	pH	Color U.C	Turbidez (NTU)	Conductividad uS/cm	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)						Coliformes		%TURBIDEZ	%COLOR	%DBO	%DQO	%Coliformes Totales	%Coliformes Fecales
					Coliformes totales (NMP/100mL)	coliformes fecales (NMP/100mL)																											
							pepa de uva Red globe																										
Tiempo de sedimentación 30 min																																	
1	280.3														8.01	30	100.1	5210	220.1	260.1	1.70E+05	2.50E+05	49.4	45.5	21.5	16.1	97.3	92.4					
2	280.3														8.01	30	99.6	5210	220.6	257	2.10E+00	2.50E+05	49.7	45.5	21.3	17.1	99.9	92.4					
3	280.3														8.00	30	101.1	5209	221.1	260.3	1.70E+00	2.40E+05	48.9	45.5	21.1	16.1	99.9	92.7					
4	280.3														8.00	30	100.0	5209	221.6	260.1	1.70E+05	2.40E+05	49.5	45.5	20.9	16.1	97.3	92.7					
5	280.3														8.00	30	99.9	5208	220.5	260.4	1.70E+05	2.40E+05	49.5	45.5	21.3	16.0	97.3	92.7					
6	280.3														8.01	50	192.0	5210	280.3	310.12	5.10E+06	3.30E+06	3.0	9.1	0.0	0.0	19.0	0.0					

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

1.10. RESULTADOS DE PRUEBA DE JARRAS CON UVA TACAMA

ETAPA 1

PRUEBA DE JARRAS

NOMBRE DE LA FUENTE:
FECHA DE TOMA DE MUESTRA:
FECHA DE ANALISIS:
TIPO DE COAGULANTE:

Descarga del dren 4000
7/07/2018
7/07/2018
pepa de uva Tacama

COORDENADAS: latitud: -6,876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79,927982 / 79°55'40,74" W
Temperatura del agua 24 °C

Tabla 20
Resultados de prueba de jarras en la etapa 1 con pepa de uva Tacama

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO						DOSIFICACIÓN				FLOCULACIÓN		AGUA SEDIMENTADA						% DE REMOCIÓN							
Color (U.C)	Turbidez	35 Conductividad	5109 uS/cm	pH 7.96	volumen de jarras 1000 ml	Mezcla rápida		SI	NO	1 min	Tiempo de floc 14 min	pH	Color U.C	Turbidez (NTU)	Conductividad uS/cm	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes		%COLOR	%DB O	%DQO	%Coliformes Totales	%Coliformes Fecales	
						Velocidad	Coagulante											Coliformes totales (NMP/100m L)	coliformes fecales (NMP/100m L)						
						Jarra N°	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes totales (NMP/100m L)									Coliformes totales (NMP/100m L)	Coliformes totales (NMP/100m L)						coliformes fecales (NMP/100m L)
1	256.3	289.5	4.70E+05	4.10E+05		0.1012					7.97	35	52.3	5111	220.1	236.7	4.10E+05	3.60E+05	53.3	0.0	14.1	18.2	12.8		
2	256.3	289.5	4.70E+05	4.10E+05		0.2033					7.97	35	42.6	5008	208.6	233.1	3.80E+05	3.20E+05	61.9	0.0	18.6	19.5	19.1		
3	256.3	289.5	4.70E+05	4.10E+05		0.3014					7.99	30	38.6	4997	200.1	223.8	2.80E+05	2.00E+05	65.5	14.3	21.9	22.7	40.4		
4	256.3	289.5	4.70E+05	4.10E+05		0.4002					8.00	30	33.2	4989	196.1	211.6	1.99E+05	1.40E+05	70.3	14.3	23.5	26.9	57.7	65.9	
5	256.3	289.5	4.70E+05	4.10E+05		0.5046					8.00	35	36.9	5101	210.3	231.8	2.90E+05	2.10E+05	67.0	0.0	17.9	19.9	38.3	48.8	
6	256.3	289.5	4.70E+05	4.10E+05		0.0000					7.96	35	111.9	5109	256.3	246.8	4.70E+05	4.10E+05	0.0	0.0	0.0	14.7	0.0	0.0	

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

PRUEBA DE JARRAS

NOMBRE DE LA FUENTE:
FECHA DE TOMA DE MUESTRA:
FECHA DE ANALISIS:
TIPO DE COAGULANTE:

Descarga del dren 4000
14/07/2018
14/07/2018
pepa de uva Tacama

COORDENADAS: **latitud: -6,876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79,927982 / 79°55'40,74" W**
Temperatura del agua **25.3 °C**

Tabla 21
Resultados de prueba de jarras en la etapa 1 con pepa de uva Tacama

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO					DOSIFICACIÓN				FLOCULACIÓN		AGUA SEDIMENTADA						% DE REMOCIÓN						
Color (U.C)		35 Conductividad		5210 uS/cm		Mezcla rápida		SI	NO	Tiempo de floc 14 min		SEDIMENTACIÓN						% DE REMOCIÓN					
Turbidez		118.6 NTU		pH 8.01		Tiempo		1	1	velocidad 45 rpm		Tiempo de sedimentación 30 min											
Jarra N°	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes		Turbidez uS/cm	Conductividad (mg/L)	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes		pH	Color U.C	Turbidez	%TURBIDEZ	%COLOR	%DBO	%DQO	%Coliforme s Totales	%Coliforme s Fecales				
			Coliformes totales (NIMP/100ml)	Coliformes fecales (NIMP/100ml)					Coliformes totales (NIMP/100ml)	Coliformes fecales (NIMP/100ml)													
			Coagulante																				
			pepa de uva Tacama																				
1	260.1	301.6	5.80E+05	4.10E+05	35	39.1	5210	210.1	221.6	3.80E+05	2.60E+05	67.0	0.0	19.2	26.5	34.5	36.6						
2	260.1	301.6	5.80E+05	4.10E+05	35	37.1	5209	208.6	220.0	3.20E+05	2.20E+05	68.7	0.0	19.8	27.1	44.8	46.3						
3	260.1	301.6	5.80E+05	4.10E+05	30	32.4	5210	200.2	216.4	2.20E+05	3.10E+05	72.7	14.3	23.0	28.2	62.1	24.4						
4	260.1	301.6	5.80E+05	4.10E+05	30	33.8	5209	200.4	219.6	3.90E+05	2.70E+05	71.5	14.3	23.0	27.2	32.8	34.1						
5	260.1	301.6	5.80E+05	4.10E+05	35	38.6	5206	209.6	222.3	4.80E+05	3.90E+05	67.5	0.0	19.4	26.3	17.2	4.9						
6	260.1	301.6	5.80E+05	4.10E+05	35	118.0	5210	260.1	301.6	5.80E+05	4.10E+05	0.5	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0						

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

PRUEBA DE JARRAS

NOMBRE DE LA FUENTE:
FECHA DE TOMA DE MUESTRA:
FECHA DE ANALISIS:
TIPO DE COAGULANTE:

Descarga del dren 4000
21/07/2018
21/07/2018
pepa de uva Tacama

COORDENADAS: latitud: -6,876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79,927982 / 79°55'40,74" W
Temperatura del agua 24.2 °C

Tabla 22
Resultados de prueba de jarras en la etapa 2 con pepa de uva Tacama

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO				DOSIFICACIÓN			FLOCULACION		AGUA SEDIMENTADA				% DE REMOCIÓN								
Color (U.C)		35 Conductividad		5100 uS/cm		Mezcla rápida		SI		NO		SEDIMENTACIÓN									
Turbidez		100.5 NTU		pH 7.99		Tiempo Velocidad		1		150		Tiempo de sedimentación 30 min									
		volumen de jarras 1000 ml																			
Jarra N°	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes		pH	Color U.C	Turbidez (NTU)	Conductividad uS/cm	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes		%TURBIDEZ	%COLOR	%DB O	%DQO	%Coliformes Totales	%Coliformes Fecales			
			Coliformes totales (NMP/100m L)	coliformes fecales (NMP/100m L)							Coliformes totales (NMP/100m L)	coliformes fecales (NMP/100m L)									
1	240.2	274.6	3.90E+05	2.10E+05	7.99	30	34.6	5111	220	236.7	2.10E+05	1.30E+05	65.6	14.3	8.4	13.8	46.2	38.1			
2	240.2	274.6	3.90E+05	2.10E+05	8.01	30	35.1	5008	208	233.1	1.70E+05	1.90E+05	65.1	14.3	13.4	15.1	56.4	9.5			
3	240.2	274.6	3.90E+05	2.10E+05	7.99	30	35.2	5009	200	223.8	2.10E+05	1.90E+05	65.0	14.3	16.7	18.5	46.2	9.5			
4	240.2	274.6	3.90E+05	2.10E+05	8.01	30	34.8	5009	196	211.6	2.10E+05	1.70E+05	65.4	14.3	18.4	22.9	46.2	19.0			
5	240.2	274.6	3.90E+05	2.10E+05	8.02	30	33.9	5100	210	231.8	1.70E+05	1.92E+05	66.3	14.3	12.6	15.6	56.4	8.6			
6	240.2	274.6	3.90E+05	2.10E+05	7.99	35	100.0	5100	240.2	274.6	3.90E+05	2.10E+05	0.5	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0			

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

PRUEBA DE JARRAS

NOMBRE DE LA FUENTE:
FECHA DE TOMA DE MUESTRA:
FECHA DE ANALISIS:
TIPO DE COAGULANTE:

Descarga del dren 4000
28/07/2018
28/07/2018
pepa de uva Tacama

COORDENADAS: latitud: -6,876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79,927982 / 79°55'40,74" W
Temperatura del agua 25.1 °C

Tabla 23
Resultados de prueba de jarras en la etapa 2 con pepa de uva Tacama

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO				DOSIFICACIÓN				FLOCULACIÓN		AGUA SEDIMENTADA						% DE REMOCIÓN																							
Color (U.C)		35 Conductividad		5101 uS/cm		Mezcla rápida		SI NO		SEDIMENTACIÓN																													
Turbidez		101.6 NTU		pH 7.98		Tiempo Velocidad		1 200 200 rpm		Tiempo de sedimentación 30 min																													
Jarra N°	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes totales (NMP/100m L)	Coliformes coliformes fecales (NMP/100m L)	Coagulante	pH	Color U.C	Turbidez (NTU)	Conductividad uS/cm	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes totales (NMP/100m L)	Coliformes coliformes fecales (NMP/100m L)	%TURBIDEZ	%COLOR	%DB O	%DQO	%Coliformes Totales	%Coliformes Fecales																				
																				pepa de uva Tacama																			
																				1	234.4	270.5	4.70E+05	3.20E+05	0.4001	7.98	30	29.9	5106	194.1	222.0	2.40E+05	1.70E+05	70.6	14.3	17.2	17.9	48.9	46.9
																				2	234.4	270.5	4.70E+05	3.20E+05	0.4000	7.97	30	30.1	5103	193.9	220.6	2.40E+05	1.70E+05	70.4	14.3	17.3	18.4	48.9	46.9
																				3	234.4	270.5	4.70E+05	3.20E+05	0.4002	7.98	30	39.8	5102	193.3	221.4	2.40E+05	2.00E+05	60.8	14.3	17.5	18.2	48.9	37.5
																				4	234.4	270.5	4.70E+05	3.20E+05	0.4002	7.97	30	39.6	5103	193.8	221.8	2.10E+05	1.70E+05	61.0	14.3	17.3	18.0	55.3	46.9
																				5	234.4	270.5	4.70E+05	3.20E+05	0.4003	7.99	30	39.4	5103	193.9	221.1	2.10E+05	2.00E+05	61.2	14.3	17.3	18.3	55.3	37.5
6	234.4	270.5	4.70E+05	3.20E+05	0.0000	7.98	35	101.1	5101	234.4	270.5	4.70E+05	3.20E+05	0.5	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0																				

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

1.10. RESULTADOS DE LOS PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS EN EL PUNTO 1

PRUEBA DE JARRAS

NOMBRE DE LA FUENTE: **KM 0+00 del dren 4000; pto cero**

FECHA DE TOMA DE MUESTRA: **3/03/2018**

FECHA DE ANALISIS: **3/03/2018**

TIPO DE COAGULANTE:

COORDENADAS: **latitud: -6,813981 / 6°48'50,33" S, longitud: -79,826294, 79°49'34,66"W**

Temperatura del agua **25.5 °C**

Tabla 24
Resultados de los análisis fisicoquímicos en el punto 1, semana 1

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO				DOSIFICACIÓN			AGUA SEDIMENTADA		AGUA FILTRADA									
Color 15 U.C		Conductividad 1530 uS/cm		Mezcla rápida		SI	NO	FLOCULACIÓN		SEDIMENTACIÓN								
Turbidez 14.8 NTU		8.01 pH		Tiempo Velocidad		1	1	Tiempo de floc 14 min velocidad 45 rpm		Tiempo de sedimentación 30 min								
volumen de jarras 1000 ml		1000 ml		Velocidad		100	100	rpm		rpm								
Jarra N°	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes		Coagulante			(g)			pH	Color U.C	Turbidez (NTU)	Conductividad uS/cm	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes	
			Coliformes totales (NMP/100mL)	coliformes fecales (NMP/100mL)													Coliformes totales (NMP/100mL)	coliformes fecales (NMP/100mL)
1	9	13	1.80E+04	3.40E+03														
2	9	13	1.80E+04	3.40E+03														
3	9	13	1.80E+04	3.40E+03														
4	9	13	1.80E+04	3.40E+03														
5	9	13	1.80E+04	3.40E+03														
6	9	13	1.80E+04	3.40E+03														

NO SE APLICÓ TRATAMIENTO, DEBIDO A QUE LOS PARAMETROS A EVALUAR ESTÁN POR DEBAJO DE LOS LMPs ESPECIFICADOS EN EL D.S. 003-2010-MINAM

NO SE APLICÓ TRATAMIENTO, DEBIDO A QUE LOS PARAMETROS A EVALUAR ESTÁN POR DEBAJO DE LOS LMPs ESPECIFICADOS EN EL D.S. 003-2010-MINAM

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

PRUEBA DE JARRAS

NOMBRE DE LA FUENTE: **KM 0+00 del dren 4000; pto cero**

FECHA DE TOMA DE MUESTRA: **10/03/2018**

FECHA DE ANALISIS: **10/03/2018**

TIPO DE COAGULANTE:

COORDENADAS: **latitud: -6,813981 / 6°48'50,33" S, longitud: -79,826294, 79°49'34,66"W**

Temperatura del agua **24.9 °C**

Tabla 25
Resultados de los análisis fisicoquímicos en el punto 1, semana 2

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO				DOSIFICACIÓN			FLOCULACIÓN		AGUA SEDIMENTADA							
Color 15 U.C		Conductividad 1718 uS/cm		Mezcla rápida		SI	NO	SEDIMENTACIÓN								
Turbidez 11.2 NTU		7.98		pH		1		Tiempo de sedimentación 30 min								
						100										
volumen de jarras 1000 ml				Tiempo		1 min		Tiempo de floc velocidad 45 rpm								
				Velocidad		100 rpm										
Jarra N°	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes		Coagulante		(g)		pH	Color U.C	Turbidez (NTU)	Conductividad uS/cm	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes	
			Coliformes totales (NMP/100mL)	coliformes fecales (NMP/100mL)											Coliformes totales (NMP/100mL)	coliformes fecales (NMP/100mL)
1	10	12	3.50E+04	1.80E+03	NO SE APLICÓ TRATAMIENTO, DEBIDO A QUE LOS PARAMETROS A EVALUAR ESTÁN POR DEBAJO DE LOS LMPs ESPECIFICADOS EN EL D.S. 003-2010-MINAM											
2	10	12	3.50E+04	1.80E+03												
3	10	12	3.50E+04	1.80E+03												
4	10	12	3.50E+04	1.80E+03												
5	10	12	3.50E+04	1.80E+03												
6	10	12	3.50E+04	1.80E+03												

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

PRUEBA DE JARRAS

NOMBRE DE LA FUENTE:

FECHA DE TOMA DE MUESTRA:

FECHA DE ANALISIS:

TIPO DE COAGULANTE:

KM 0+00 del dren 4000; pto cero

17/03/2018

17/03/2018

COORDENADAS:

Temperatura del agua

latitud: -6,813981 / 6°48'50,33" S, longitud: -79,826294, 79°49'34,66"W

26.1 °C

Tabla 26
Resultados de los análisis físicoquímicos en el punto 1, semana 3

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO				DOSIFICACIÓN			FLOCULACIÓN		AGUA SEDIMENTADA					
Color 10 U.C		Conductividad 1600 uS/cm		Mezcla rápida		SI	NO	Tiempo de floc 14 min velocidad 45 rpm		SEDIMENTACIÓN				
Turbidez 9.03 NTU		7.84 pH		Tiempo Velocidad		1	1							
volumen de jarras 1000 ml				Coagulante			(g)		Tiempo de sedimentación 30 min					
Jarra N°	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes		pH	Color U.C	Turbidez (NTU)	Conductividad uS/cm	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes			
			Coliformes totales (NIMP/100mL)	coliformes fecales (NIMP/100mL)							Coliformes totales (NIMP/100mL)	coliformes fecales (NIMP/100mL)		
1	11	13	3.40E+04	3.40E+03										
2	11	13	3.40E+04	3.40E+03										
3	11	13	3.40E+04	3.40E+03										
4	11	13	3.40E+04	3.40E+03										
5	11	13	3.40E+04	3.40E+03										
6	11	13	3.40E+04	3.40E+03										
NO SE APLICÓ TRATAMIENTO, DEBIDO A QUE LOS PARAMETROS A EVALUAR ESTÁN POR DEBAJO DE LOS LMPs ESPECIFICADOS EN EL D.S. 003-2010-MINAM														

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

PRUEBA DE JARRAS

NOMBRE DE LA FUENTE: **KM 0+00 del dren 4000; pto cero**

FECHA DE TOMA DE MUESTRA: **24/03/2018**

FECHA DE ANALISIS: **24/03/2018**

TIPO DE COAGULANTE:

COORDENADAS: **latitud: -6,813981 / 6°48'50,33" S, longitud: -79,826294, 79°49'34,66"W**

Temperatura del agua **25.7 °C**

Tabla 27
Resultados de los análisis fisicoquímicos en el punto 1, semana 4

MUESTRA DE AGUA EN ESTUDIO				DOSIFICACIÓN			FLOCULACIÓN		AGUA SEDIMENTADA							
Color 15 U.C		Conductividad 1815 uS/cm		Mezcla rápida		SI	NO	Tiempo de floc 14 min velocidad 45 rpm		Tiempo de sedimentación 30 min						
Turbidez 10.2 NTU		8.01 pH		Tiempo Velocidad		1	100									
Jarra N°	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes		Coagulante		(g)		pH	Color U.C	Turbidez (NTU)	Conductividad uS/cm	DBO5 (mg/L)	DQO (mg/L)	Coliformes	
			Coliformes totales (NIMP/100mL)	coliformes fecales (NIMP/100mL)											Coliformes totales (NIMP/100mL)	coliformes fecales (NIMP/100mL)
1	10	14	3.50E+04	3.40E+03												
2	10	14	3.50E+04	3.40E+03												
3	10	14	3.50E+04	3.40E+03												
4	10	14	3.50E+04	3.40E+03												
5	10	14	3.50E+04	3.40E+03												
6	10	14	3.50E+04	3.40E+03												

NO SE APLICÓ TRATAMIENTO, DEBIDO A QUE LOS PARAMETROS A EVALUAR ESTÁN POR DEBAJO DE LOS LMPs ESPECIFICADOS EN EL D.S. 003-2010-MINAM

NO SE APLICÓ TRATAMIENTO, DEBIDO A QUE LOS PARAMETROS A EVALUAR ESTÁN POR DEBAJO DE LOS LMPs ESPECIFICADOS EN EL D.S. 003-2010-MINAM

Nota: Elaborado por el autor. 2018 por el autor.

IV. DISCUSIÓN

Los resultados de la caracterización del agua del dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque, en el punto 1 durante el mes de agosto la turbidez estuvo en el rango de 9.03 a 14.8 NTU, el color estuvo en el rango de 10 a 15 U.C., la temperatura estuvo en el rango de 24.9 a 26.1 °C, la conductividad estuvo en el rango de 1530 a 1815 $\mu\text{S}/\text{cm}$, el pH en un rango de 7.84 a 8.01, la DBO_5 estuvo en un rango de 9 a 11 mg/L, la DQO estuvo en un rango de 12 a 14 mg/L, los coliformes fecales estuvieron en un rango de $1.80\text{E}+03$ a $3.40\text{E}+03$ NMP/100mL y los coliformes totales estuvieron en un rango de $1.80\text{E}+04$ a $3.50\text{E}+04$ NMP/100mL; comparando estos resultados con los valores que se encuentran en el D.S. 003-2010-MINAM, siendo estos los siguientes para la temperatura $< 35^\circ\text{C}$, para la DBO un valor máximo de 100 mg/L, pH en un rango de 6.5 a 8.5, la DQO el valor máximo de 200 mg/L y de coliformes termotolerantes el valor máximo de 10000 NMP/100mL. Con esto concluimos que el agua que discurre en esta parte del dren 4000, siendo este el punto 1 en donde nace dicho dren. Debido a esto no se precisó de ningún tipo de tratamiento.

Los resultados de la caracterización del agua del dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque, en el punto 3 durante el mes de agosto la turbidez estuvo en el rango de 97.6 a 248 NTU, el color estuvo en el rango de 35 a 55 U.C., la temperatura estuvo en el rango de 23.2 a 29.83 °C, la conductividad estuvo en el rango de 4967 a 6010 $\mu\text{S}/\text{cm}$, el pH en un rango de 7.69 a 8.05, la DBO_5 estuvo en un rango de 218.75 a 280.4 mg/L, la DQO estuvo en un rango de 220.8 a 310.12 mg/L, los coliformes fecales estuvieron en un rango de $1.70\text{E}+05$ a $7.00\text{E}+06$ NMP/100mL y los coliformes totales estuvieron en un rango de $3.10\text{E}+05$ a $9.40\text{E}+06$ NMP/100mL; comparando estos resultados con los valores que se encuentran en el D.S. 003-2010-MINAM, siendo estos los siguientes para la temperatura $< 35^\circ\text{C}$, para la DBO un valor máximo de 100 mg/L, pH en un rango de 6.5 a 8.5, la DQO el valor máximo de 200 mg/L y de coliformes

termotolerantes el valor máximo de 10000 mg/L. Con esto concluimos que el agua que discurre en esta parte del dren 4000, siendo este el punto 3 en donde termina dicho dren. Debido a esta comparación de los resultados obtenidos en la caracterización vs los LMPs encontrados en el D.S. 003-2010-MINAM, se concluyó que el agua que discurre por este punto del dren se encuentra contaminada, por ello se procedió a hacer el tratamiento propuesto.

4.1.1. PRUEBA DE JARRAS CON LA CÁSCARA SECA Y MOLIDA DEL PLÁTANO VERDE

Los resultados iniciales obtenidos del agua del dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque, son 234.21 de DBO₅, 266.3 de DQO, 4.30E+05 de coliformes totales, 2.20E+05 de coliformes fecales, 108.6 NTU de turbidez ello indica que sobrepasan los límites máximos permisibles (LMPs); 10,000 NMP/100mL de coliformes, 100 mg/L de DBO₅, 200 mg/L de DQO, por lo tanto hay contaminación en el agua que discurre por el dren 4000 y desemboca en el litoral marino del distrito de Santa Rosa, ubicado en el departamento de Lambayeque.

Los mejores resultados obtenidos después de aplicar prueba de jarras son 165.9 mg/L de DBO₅, 218.9 mg/L de DQO, 1.4E+05 NMP/100mL de coliformes totales, 1.68E+04 NMP/100mL de coliformes fecales, 42.4 NTU de turbidez, utilizando 3 gramos/L de la cáscara del plátano verde, a una gradiente de velocidad rápida de 150 rpm por 1 minuto, una gradiente de velocidad lenta de 45 rpm por 14 minutos y un tiempo de sedimentación de 30 minutos.

4.2. PRUEBA DE JARRAS CON LAS SEMILLAS SECAS Y MOLIDAS DE LA UVA ITALIA

Los resultados iniciales obtenidos del agua del dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque, son 260.4 mg/L de DBO₅, 299.1 mg/L de

DQO, $3.10E+05$ NMP/100mL de coliformes totales, $3.30E+05$ NMP/100mL de coliformes fecales, 104.3 NTU de turbidez ello indica que sobrepasan los límites máximos permisibles (LMPs); 10,000 NMP/100mL de coliformes, 100 mg/L de DBO_5 , 200 mg/mL de DQO, por lo tanto hay contaminación en el agua que discurre por el dren 4000 y desemboca en el litoral marino del distrito de Santa Rosa, ubicado en el departamento de Lambayeque.

Los mejores resultados obtenidos después de aplicar prueba de jarras son 198.6 mg/L de DBO_5 , 220.4 mg/L de DQO, $2.4E+05$ NMP/100mL de coliformes totales, $1.7E+05$ NMP/100mL de coliformes fecales, 29.8 NTU de turbidez, utilizando 0.4007 gramos de la pepa de uva Italia, a una gradiente de velocidad rápida de 150 rpm por 1 minuto, una gradiente de velocidad lenta de 45 rpm por 14 minutos y un tiempo de sedimentación de 30 minutos. Con estos resultados obtenidos después de la prueba de jarras aplicado en este punto, se concluye que a pesar de que hubo una disminución de los parámetros medidos, estos no alcanzaron para estar por debajo de los LMPs.

4.3. PRUEBA DE JARRAS CON LAS SEMILLAS SECAS Y MOLIDAS DE LA UVA RED GLOBE

Los resultados iniciales obtenidos del agua del dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque, son 280.3 mg/L de DBO_5 , 310.12 mg/L de DQO, $6.3E+06$ NMP/100mL de coliformes totales, $3.30E+06$ NMP/100mL de coliformes fecales, 198 NTU de turbidez ello indica que sobrepasan los límites máximos permisibles (LMPs); 10,000 NMP/100mL de coliformes, 100 mg/L de DBO_5 , 200 mg/L de DQO, por lo tanto hay contaminación en el agua que discurre por el dren 4000 y desemboca en el litoral marino del distrito de Santa Rosa, ubicado en el departamento de Lambayeque.

Los mejores resultados obtenidos después de aplicar prueba de jarras son 221.1 mg/L de DBO_5 , 260.3 mg/L de DQO, $1.7E+05$ NMP/100 mL de coliformes totales, $2.4E+05$ NMP/100mL de coliformes fecales, 100 NTU de

turbidez, utilizando 0.4505 gramos/L de la pepa de la uva Red Globe, a una gradiente de velocidad rápida de 150 rpm por 1 minuto, una gradiente de velocidad lenta de 45 rpm por 14 minutos y un tiempo de sedimentación de 30 minutos. Con estos resultados obtenidos después de la prueba de jarras aplicado en este punto, se concluye que a pesar de que hubo una disminución de los parámetros medidos, estos no alcanzaron para estar por debajo de los LMPs.

4.4. PRUEBA DE JARRAS CON LAS SEMILLAS SECAS Y MOLIDAS DE LA UVA TACAMA

Los resultados iniciales obtenidos del agua del dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque, son 234.4 mg/L de DBO_5 , 270.5 mg/L de DQO, $4.7\text{E}+05$ NMP/100mL de coliformes totales, $3.2\text{E}+05$ NMP/100mL de coliformes fecales, 101.6 NTU de turbidez ello indica que sobrepasan los límites máximos permisibles (LMPs); 10,000 NMP/100 mL de coliformes, 100 mg/L de DBO_5 , 200 mg/L de DQO, por lo tanto hay contaminación en el agua que discurre por el dren 4000 y desemboca en el litoral marino del distrito de Santa Rosa, ubicado en el departamento de Lambayeque.

Los mejores resultados obtenidos después de aplicar prueba de jarras son 193.3 mg/L de DBO_5 , 221.4 mg/L de DQO, $2.4\text{E}+05$ NMP/100mL de coliformes totales, $1.7\text{E}+04$ NMP/100mL de coliformes fecales, 30.1 NTU de turbidez, utilizando 0.4002 gramos/L pepa de uva Tacama, a una gradiente de velocidad rápida de 150 rpm por 1 minuto, una gradiente de velocidad lenta de 45 rpm por 14 minutos y un tiempo de sedimentación de 30 minutos. Con estos resultados obtenidos después de la prueba de jarras aplicado en este punto, se concluye que a pesar de que hubo una disminución de los parámetros medidos, estos no alcanzaron para estar por debajo de los LMPs.

V. CONCLUSIONES

- 5.1. Se determinó que la concentración óptima de la pepa de uva de la variedad Red Globe como coagulante fue de 0.45 gramos/L, a una gradiente de velocidad rápida de 150 rpm por 1 minuto, una gradiente de velocidad lenta de 45 rpm por 14 minutos y un tiempo de sedimentación de 30 minutos.
- 5.2. Se determinó que la concentración óptima de la pepa de uva de la variedad Italia como coagulante fue de 0.4 gramos/L, a una gradiente de velocidad rápida de 150 rpm por 1 minuto, una gradiente de velocidad lenta de 45 rpm por 14 minutos y un tiempo de sedimentación de 30 minutos.
- 5.3. Se determinó que la concentración óptima de la Pepa de uva de la variedad Tacama como coagulante fue de 0.4 gramos/L, a una gradiente de velocidad rápida de 150 rpm por 1 minuto, una gradiente de velocidad lenta de 45 rpm por 14 minutos y un tiempo de sedimentación de 30 minutos.
- 5.4. Se determinó que la concentración óptima de la cáscara de plátano verde como coagulante fue de 3.0 gramos/L, a una gradiente de velocidad rápida de 150 rpm por 1 minuto, con una gradiente de velocidad lenta de 45 rpm por 14 minutos y un tiempo de sedimentación de 30 minutos.
- 5.5. Se determinó que para la cáscara de plátano verde la mejor eficiencia de remoción obtenida para turbidez fue de 61%, para color fue de 25%, para DBO₅ fue de 29.2%, para DQO fue de 17.8%, para coliformes totales fue de 67.4%, y para coliformes fecales fue de 92.4%.
- 5.6. Se determinó que para la pepa de uva Italia la mejor eficiencia de remoción obtenida para turbidez fue de 71.4%, para color fue de 33.3%, para DBO₅ fue de 23.7%, para DQO fue de 26.3%, para coliformes totales fue de 22.6% y para coliformes fecales fue de 48.5%.

- 5.7. Se determinó que para la pepa de uva Red Globe la mejor eficiencia de remoción obtenida para turbidez fue de 48.9%, para color fue de 45.5%, para DBO_5 fue de 21.1%, para DQO fue de 16.1%, para coliformes totales fue de 100% y para coliformes fecales fue de 92.7%.
- 5.8. Se determinó que para la pepa de uva Tacama la mejor eficiencia de remoción obtenida para turbidez fue de 64.4%, para color fue de 73.2%, para DBO_5 fue de 17.5%, para DQO fue de 18.2%, para coliformes totales fue de 48.9% y para coliformes fecales fue de 37.5%.

VI. RECOMENDACIONES

- a. Al momento de realizar el muestreo tener en cuenta todas las indicaciones que se mencionan en el Estándar Methods.
- b. En el transporte de la muestra siempre hacerlo cuidando la integridad de ésta.
- c. Usar los correspondientes EPPs específicos, necesarios para poder llevar a cabo cada uno de los métodos empleados en la investigación.
- d. Hacer el muestreo respetivo en los 3 puntos del dren, inicio, medio y final.
- e. Se recomienda realizar estudios de combinaciones de floclulantes para lograr bajar los parámetros estipulados en el D.S.003-2010-MINAM por debajo de los LMPs.
- f. Se recomienda realizar ensayos con las materias primas de este trabajo modificando variables como temperatura, otros tamaños de partícula, y pH.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Agrobanco. (2008). *Cultivo de la uva*. Banco Agropecuario - Area de Desarrollo, Lima. Recuperado el 2017
- Agrobanco. (2013). *Propagacion e instalación del cultivo de la vid*. Ica.
- Aguilar, E. (2010). *Utilización de las semillas de tara (caesalpinia spinosa) como ayudante de coagulación en el tratamiento de aguas*. Para optar el título profesional de Ingeniero Sanitario, Lima. Recuperado el 2017, de cybertesis.uni.edu.pe/bitstream/uni/495/1/aguiar_ae.pdf
- Álvarez, M. (2011). *Taninos y flavonoides*. Fenoles Naturales, Ecuador. Recuperado el 2017
- American Public Health Association, A. W. (1992). *Métodos Normalizados para el análisis de aguas potables y residuales*. Madrid: Díaz de Santos. Recuperado el 2017
- Andía, Y. (Abril de 2000). *SEDAPAL Evaluación de Plantas y Desarrollo Tecnológico*. Recuperado el 2017, de http://www.sedapal.com.pe/c/document_library/get_file?uuid=2792d3e3-59b7-4b9e-ae55-56209841d9b8&groupId=10154
- Barber, V. (s.f.). *Vitivinicultura Viveros Barber*. Obtenido de Vitivinicultura Viveros Barber: <http://www.vitivinicultura.net/alphonse-lavallee.html>
- Bravo M, G. J. (2016). *Remoción de sólidos suspendidos y materia orgánica de las aguas del rio pollo en otuzco empleando semillas de Caesalpinia spinosa (Tara)*. Trabajo de investigación para obtener el título de ingeniero ambiental, Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo. Recuperado el 2017, de http://dspace.unitru.edu.pe/bitstream/handle/UNITRU/3275/BravoGuerero_M%20-%20GutierrezLopez_J.pdf?sequence=1
- Bravo V, C. F. (2000). *Evaluación y Optimización de los procesos de coagulación, floculación y sedimentación de la planta de tratamiento de agua potable y alcantarillado de la ciudad de Chiclayo, EPSEL S.A.* Para obter el título de Ingeniero Químico, Lambayeque. Recuperado el 2017
- Caldera Y, M. I. (2007). Eficiencia de las semillas de Moringa oleifera como coagulante alternativo en la potabilizacion del agua. *Boletín Centro de Investigaciones Biológicas*, 41(2), 244-254. Recuperado el 2017
- Carrasco A, P. W. (1997). *Proyecto de Prefactibilidad para la Instalación de una Planta de Vino Tinto, a partir de la Uva*. Lambayeque. Recuperado el 2017

- Castañeda, J. e. (2009). Estudio preliminar sobre los efectos del dren 4000 en la comunidad macrobentónica intermareal de caleta Santa Rosa. Lambayeque - 2009. Lambayeque, Lambayeque, Perú.
- Crites R, T. G. (2000). *Tratamiento de aguas residuales en pequeñas poblaciones*. Bogotá, Colombia: McGraw-Hill Interamericana, S.A. Recuperado el 2017
- Departamento de sanidad del estado de Nueva York. (2010). *Manual de tratamiento de aguas*. México: Limusa. Recuperado el 2017
- Departamento de sanidad del estado de Nueva York. (2010). *Manual de tratamiento de aguas*. México: Limusa. Recuperado el 2017
- Dirección de Estudios Económicos e información Agraria. (2014). *El Banano Peruano. Producto Estrella de Exportación*. Lima: MINAGRI - DGPA. Recuperado el 2017
- Dirección de Promoción de Competitividad. (2009). *Estudio del Mercado de la cadena de Plátano*. Informe Final de Consultoría, Ministerio de Agricultura, Lima. Recuperado el 2017
- Expresión, S. (Agosto de 2016). En el valle Chancay-Lambayeque: Sistema de drenaje en situación crítica. *Semanario Expresión*. Recuperado el 02 de Setiembre de 2017, de <http://www.semanarioexpresion.com/Presentacion/noticia2.php?noticia=745&categoria=Columnas&edicionbuscada=975>
- García A, M. R. (Marzo de 2013). *Evaluación de los usos potenciales del teberinto (Moringa oleífera) como generador de materia prima para la industria química*. Tesis para optar el título de Ingeniero Químico, Universidad de El Salvador, San Salvador. Recuperado el 2017, de <http://ri.ues.edu.sv/3167/1/Evaluaci%C3%B3n%20de%20los%20usos%20potenciales%20del%20Teberinto%20Moringa%20ole%C3%ADfera%20como%20generador%20de%20materia%20prima%20para%20la%20industria%20qu%C3%ADmica.pdf>
- García R, G. L. (2013). Reducción de la turbidez del agua usando coagulantes naturales: Una revisión. *Revista U.D.C.A Actualidad & Divulgación científica*, 16(1), 253-262. Recuperado el 2017, de <http://www.scielo.org.co/pdf/rudca/v16n1/v16n1a29.pdf>
- García, B. (13 de Diciembre de 2007). *Metodología de extracción in situ de coagulantes naturales para la clarificación de agua superficial. Aplicación en países en vías de desarrollo*. Tesis para optar el grado de Magister, Universidad Politécnica de Valencia, Valencia. Recuperado el 2017, de

https://riunet.upv.es/bitstream/handle/10251/12458/Tesis%20de%20M aster_BEATRIZ%20GARCIA%20FAYOS.pdf?sequence=1

Gil M, O. Y. (2013). *Optimización de los Procesos de Coagulación Floculación de la Planta de Tratamiento de agua de Lambayeque*. Lambayeque. Recuperado el 2017

González L, M. J. (2012). *Evaluación del poder coagulante de la tuna (Opuntia ficos indica) para la remoción de turbidez y color en aguas crudas*. Trabajo de grado para optar al título de Ingeniero Químico, Universidad de Cartagena , Cartagena de Indias. Recuperado el 2017, de <http://190.242.62.234:8080/jspui/bitstream/11227/137/1/EVALUACI%C3%93N%20DEL%20PODER%20COAGULANTE%20DE%20LA%20TUNA%20%28Opuntia%20ficus%20indica%29%20PARA%20LA%20REMOCI%C3%93N%20DE%20TURBIDEZ%20Y%20COLOR%20EN%20AGUAS%20CRUDAS..pdf>

Hidalgo, L. (1999). *Tratado de Viticultura General* (2° ed.). España: Mundi-Prensa. Recuperado el 2017

Jaramillo J, R. H. (2015). Agentes naturales como alternativa para el tratamiento del agua. *Facultad de ciencias básicas*, 11(2), 136-153. doi:<http://dx.doi.org/10.18359/rfcb.1303>

Nalco Chemical Company. (1989). *Manual del agua. Su naturaleza, tratamiento y aplicaciones*. (M. F. Espinoza E, Trad.) Mexico: McGRAW-HILL. Recuperado el 2017

OEFA. (Abril de 2014). OEFA. Recuperado el 2017, de https://www.oefa.gob.pe/?wpfb_dl=7827

OEFA. (Abril de 2014). OEFA. Recuperado el Setiembre de 2017, de https://www.oefa.gob.pe/?wpfb_dl=7827

PEHCBM. (25 de Octubre de 2017). *SIAR San Martin*. Obtenido de <http://siar.regionsanmartin.gob.pe/documentos/diagnostico-cadena-valor-cultivo-platano>: <http://siar.regionsanmartin.gob.pe/documentos/diagnostico-cadena-valor-cultivo-platano>

Ramirez. (2016). *Aplicación de la cascara del musa paradisiaca, para la remoción de metales pesados (hierro, níquel y plomo) en el agua de consumo humano de las localidades de eslabón y mitucro- Independencia-Huaraz-Ancash*. Tesis, Ancash. Obtenido de <http://repositorio.unasam.edu.pe/handle/UNASAM/2371>

- República, L. (09 de Setiembre de 2019). Nadie asume responsabilidad por contaminación de drenes. *La República*.
- Restrepo, H. (2009). *Evaluación del proceso de coagulación-floculación de una planta de tratamiento de agua potable*. Universidad Nacional de Colombia, Medellín. Recuperado el 2017, de http://www.bdigital.unal.edu.co/8777/1/15372239_2009.pdf
- Rigola, M. (1999). *Tratamiento de aguas industriales. Aguas de proceso y residuales*. México: ALFAOMEGA GRUPO EDITOR, S.A de C.V. Recuperado el 2017
- Rodríguez T, a. a. (2014). *Manual para el análisis de aguas*. Universidad Militar Nueva Granada, Bogotá. Recuperado el 2017, de <https://es.scribd.com/document/266686043/Manual-de-analisis-de-aguas-residuales>
- Rodríguez T, a. a. (2014). *Manual para el análisis de aguas*. Universidad Militar Nueva Granada, Bogotá. Recuperado el 2017, de <https://es.scribd.com/document/266686043/Manual-de-analisis-de-aguas-residuales>
- Rodriguez, F. e. (2006). *Tratamientos avanzados de aguas residuales industriales*. Madrid: CEIM, Dirección General de Universidades e Investigación.
- Rodriguez, M. (23 de Mayo de 2013). Mar Lambayecano es afectado por drenaje de aguas residuales. *La República*. Recuperado el 2017, de <http://larepublica.pe/23-05-2013/mar-lamayecano-es-afectado-por-drenaje-de-aguas-residuales>
- Romero, B. (Julio - Diciembre de 2010). Impactos ambientales significativos generados por las acequias cois, pulen y yotuque de la ciudad de Chiclayo, Perú: Propuesta de un plan de mitigación. *The Biologist*, 8(2), 150-163. Recuperado el 2017, de <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=4004806>
- Romero, J. (2002). *Tratamiento de aguas residuales. Teoría y principios de diseño*. Colombia: Escuela Colombia de Ingeniería. Recuperado el 2017
- Romero, J. (2002). *Tratamiento de aguas residuales. Teoría y principios de diseño*. Colombia: Escuela Colombia de Ingeniería. Recuperado el 2017
- Sannino, a. (1925). *Tratado de enología*. Barcelona: Gustavo Gili, Ed. Barcelona.

- Sierra, A. (2011). *Calidad del agua. Evaluación y diagnóstico* (1° ed.). (L. D. Escobar, Ed.) Medellín, Colombia: Ediciones de la U. . Recuperado el 2017
- Silva, L. (1969). *Diseño de plantas de purificación de aguas*. (U. U. Tomás, Ed.) Colombia. Recuperado el 2017, de <https://es.scribd.com/document/236636148/Diseno-de-Plantas-de-Purificacion-de-Aguas-Luis-Felipe-Silva-Garavito>
- Silva, L. (1969). *Diseño de plantas de purificación de aguas*. (U. U. Tomás, Ed.) Colombia. Recuperado el 2017, de <https://es.scribd.com/document/236636148/Diseno-de-Plantas-de-Purificacion-de-Aguas-Luis-Felipe-Silva-Garavito>
- Sotero-Santos R, e. a. (Junio de 2007). Toxicity of ferric chlride sludge to aquatic organisms. *Chemosphere*, 68(4), 628-636. Recuperado el 2017, de <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0045653507003037>
- Swing, E. e.-S. (2012). *Guía práctica para el manejo de banano orgánico en el valle del Chira*. Piura.
- Torres, E. e. (2017). *Manual del cultivo de uva de mesa*. Chile: INIA La Cruz.
- Tuesca, R. Á. (2015). *Fuentes de abastecimiento de agua para consumo humano. Análisis de tendencia de variables para consolidar mapas de riesgos*. Barranquilla, Colombia: Universidad del Norte.
- Varios. (2004). *Encuentros sobre el Agua*. UNESCO Etxea-Centro.
- Velásquez, A. (2004). Extracción de taninos presentes en el plátano verde. *Revista Lasallista de Investigación*, 1(2), 17-22. Recuperado el 2017
- WEF. (1992). *Desing of Municipal Wastewater Treatement Plants* (Vol. II). (W. E. Federation, Ed.) Alexandria. Recuperado el 2017

VIII. ANEXOS

ANEXO 1 TOMA Y CONSERVACIÓN DE MUESTRAS

1060 A. INTRODUCCIÓN

Según un viejo axioma, el resultado de cualquier determinación analítica no puede ser mejor que la muestra sobre la que se hace. No resulta práctico detallar aquí todos los procedimientos específicos de toma de muestras, dada la gran variedad de propósitos y métodos analíticos, por lo que al lado de cada uno de ellos aparecerá una información más concreta. En el presente capítulo se expone una serie de consideraciones generales aplicables sobre todo a los análisis químicos.

El objetivo de la toma de muestras es la obtención de una porción de material cuyo volumen sea lo suficientemente pequeño como para que pueda ser transportado con facilidad y manipulado en el laboratorio sin que por ello deje de representar con exactitud al material de donde procede. Este objetivo implica que la proporción o concentración relativa de todos los componentes serán las mismas en las muestras que en el material de donde proceden, y que dichas muestras serán manejadas de tal forma que no se produzcan alteraciones significativas en su composición antes de que se hagan las pruebas correspondientes.

La persona que recoge una muestra y la lleva a un laboratorio para realizar unas determinaciones específicas es responsable de su validez. Al trabajar con aguas limpias y residuales, el laboratorio suele dirigir u orientar el programa de la toma de muestras, que se determina tras consultar al destinatario de los resultados del análisis. Esta consulta es esencial para asegurar que la elección de las muestras y de los métodos analíticos proporcione una auténtica base para resolver los problemas que plantea la recogida de muestras.

1. Precauciones generales

La obtención de una muestra que cumpla los requisitos del programa de toma y manipulación implica que aquella no debe deteriorarse o contaminarse antes de llegar al laboratorio. Antes de llenar el envase con la muestra hay que lavarlo dos o tres veces con el agua que se va a recoger, a menos que el envase por completo (en la mayoría de los análisis orgánicos), o dejar un espacio vacío para aireación, mezclas, etc. (análisis microbiológicos). En el caso de muestras que hayan de ser transportadas, lo mejor es dejar un espacio de alrededor del 1 por 100 de la capacidad del envase para permitir la expansión térmica.

En las muestras que contiene compuestos orgánicos y vestigios metálicos hay que tomar precauciones especiales. Teniendo en cuenta que muchos de sus componentes pueden tener unas concentraciones de apenas algunos microgramos por litro, cabe la posibilidad de que se pierdan total o parcialmente si la recogida es defectuosa o no se toman las precauciones necesarias para su conservación.

En algunos casos, solo pueden obtenerse muestras representativas si se hacen mezclas de varias tomas obtenidas a lo largo de un terminado periodo o en muchos puntos distintos de recogida. Los detalles de la toma de muestras varían mucho según las condiciones locales, y no pueden hacerse recomendaciones específicas que sean de aplicación universal. A veces proporciona más información analizar numerosas muestras en lugar de una sola, ya que de este modo no se pierden los valores máximos y mínimos.

La toma debe realizarse con cuidado, al objeto de garantizar que el resultado analítico represente la composición real. Entre los principales factores que influyen sobre los resultados se encuentran la presencia de materia suspendida o de turbidez, el método elegido para la recogida y los cambios físicos y químicos producidos por la conservación o la aireación. Es necesario tomar precauciones especiales cuando en el procesado de muestras (división, mezcla, separación, filtrado) se han de analizar

componentes residuales, sobre todo metálicos y compuestos orgánicos. Algunos especiales cuando en el procesado de muestras (división, mezcla, separación, filtrado) se han de analizar componentes residuales, sobre todo metálicos y compuestos orgánicos. Algunos análisis, en especial el de plomo, pueden quedar invalidados por alguna contaminación producida durante el procesado. Hay que tratar cada muestra de forma individual según las sustancias a analizar, la cantidad y naturaleza de la turbidez existente y otras condiciones que puedan influir en los resultados.

No resulta práctico proporcionar directrices que abarquen todas las situaciones, pudiéndose dejar al juicio del analista la elección de la técnica idónea para conseguir que la muestra recogida sea homogénea. En general, se separa toda cantidad significativa de materia suspendida mediante decantación, centrifugación o filtración adecuada. A menudo es posible tolerar un grado pequeño de turbidez si se sabe por experiencia que ello no interferirá en los análisis gravimétricos o volumétricos y que puede corregirse su efecto sobre los análisis colorimétricos sobre los que potencialmente podría ejercer mayores interferencias. Si la turbidez es notable, hay que decidir si se filtra o no la muestra. Para medir la cantidad total de un componente, no hay que eliminar los sólidos suspendidos, sino tratarlos de forma adecuada.

Hay que hacer un registro de muestras recogidas e identificar cada envase, preferiblemente pegando una chapa o etiqueta debidamente señalada. Hay que registrar una información suficiente, de manera que se pueda realizar una identificación positiva de la muestra en fechas posteriores, y en esta información debe constar el nombre del que ha hecho la toma; la fecha, la hora y la localización exacta, la temperatura del agua y cualquier otro dato que pueda resultar necesario para establecer una correlación, como son las condiciones meteorológicas, el nivel del agua, la velocidad de la corriente, la manipulación posterior a la recogida, etc. La etiqueta debe tener espacio suficiente para que puedan ponerse las iniciales de todos los que asumen la custodia de la muestra y para la fecha y el momento del envío al solicitante.

Hay que fijar los puntos de recogida mediante una descripción detallada, con mapas o con la utilización de postes, boyas o mojones que permitan su identificación por otras personas sin que éstas tengan que recurrir a la memoria de quién realizó la toma o tengan que ser guiadas al lugar. En los casos en que se prevea la utilización de los resultados de los análisis en litigios, deberán utilizarse procedimientos formales de “cadenas de custodia” (véase, más adelante, el apartado B.1), en los cuales se describirá el historial de la muestra desde su toma hasta el informe final.

Las muestras calientes recogidas a presión deben ser enfriadas mientras se mantienen aún a dicha presión.

Antes de recoger muestras de un sistema de abastecimiento, hay que dejar que el agua corra por las tuberías al objeto de asegurar que la muestra es representativa del suministro, que teniendo en cuenta el diámetro y longitud de la conducción y la velocidad del flujo.

La recogida de muestras de un pozo se hará después de haber bombeado una cantidad suficiente como para asegurar que la muestra representa al agua del subsuelo. A veces es necesario bombear a una velocidad determinada para conseguir un descenso de nivel.

Cuando se analizan muestras recogidas en un río o arroyo, los resultados pueden variar según la profundidad, la velocidad de la corriente, la distancia de la orilla y la separación entre ambas orillas. Si se dispone del equipo adecuado, se hará una toma “integral” desde la superficie al fondo en la zona media de la corriente o de un lado al otro a una profundidad media, de forma que la muestra esté integrada en relación con el flujo. Si solo puede hacerse una toma pequeña, se hará en el centro de la corriente a una profundidad media.

Los lagos y pantanos presentan considerables variaciones debidas a causas normales, como la estratificación estacional, la cantidad de lluvia caída, el desagüe y el viento. La elección del lugar, la profundidad y la frecuencia de

las tomas de muestras se hará dependiendo de las condiciones locales y del objetivo del estudio. En cualquier caso, se evitará la espuma superficial.

Para determinados componentes es muy importante el lugar en el que se recoge la muestra. Hay que evitar las áreas de turbulencia excesiva, a causa de la posible pérdida de componentes volátiles y presencia de vapores tóxicos. No hay que recoger muestras en vertederos, ya que su localización tiende a favorecer la obtención de compuestos no miscibles toma o tengan que ser guiadas al lugar.

En los casos en que se prevea la utilización de los resultados de los análisis en litigios, deberán utilizarse procedimientos formales de «cadenas de custodia» (véase, más adelante, el apartado B. I), en los cuales se describirá el historial de la muestra desde su toma hasta el informe final.

Las muestras calientes recogidas a presión deben ser enfriadas mientras se mantienen aún a dicha presión.

Antes de recoger muestras de un sistema de abastecimiento, hay que dejar que el agua corra por las tuberías al objeto de asegurar que la muestra es representativa del suministro, teniendo en cuenta el diámetro y longitud de la conducción y la velocidad del flujo.

La recogida de muestras de un pozo se hará después de haber bombeado una cantidad suficiente como para asegurar que la muestra representa al agua del subsuelo. A veces es necesario bombear a una velocidad determinada para conseguir un descenso de nivel que permita determinar las zonas de donde proviene el aporte al pozo. Se registrarán la velocidad de bombeo y el descenso del nivel.

Cuando se analizan muestras recogidas en un río o arroyo, los resultados pueden variar según la profundidad, la velocidad de la corriente, la distancia de ellas. Si se dispone del equipo adecuado, se hará una toma. «integral» desde la más ligeros que el agua. En general, la toma se hará bajo la superficie en áreas tranquilas. Si se necesitan muestras mezcladas, hay que

tener cuidado de que al hacer la mezcla no se pierdan los componentes de las mismas a causa de una manipulación inadecuada de las partes que se están combinando. Por ejemplo, el vertido casual de las muestras en lugar de la adición de unas a otras mediante un sifón sumergido puede dar lugar a una volatilización innecesaria. Cuando sea preciso, se refrigerará la mezcla para minimizar la volatilización. Utilícense sólo muestras representativas (o recogidas según el programa de toma de muestras) para hacer los análisis. La gran variedad de condiciones bajo que resulte imposible recomendar un procedimiento único. En general, hay que se van a realizar y el fin para el que se requieren los resultados.

2. consideraciones sobre seguridad

Habida cuenta que los componentes de la muestra pueden ser tóxicos, durante la toma y la manipulación de las mismas hay que adoptar las precauciones adecuadas. Las sustancias tóxicas pueden

penetrar a través de la piel y, en el caso de los vapores, a través de los pulmones. Puede producirse una ingestión accidental mediante un contacto directo con los alimentos o por adsorción de vapores por los mismos. Las precauciones pueden limitarse a llevar unos guantes o a proveerse de batas, delantales u otros sistemas de protección. Siempre hay que llevar una protección ocular. Cuando puedan existir vapores tóxicos, la toma de la muestra sólo se realizará en lugares bien ventilados o mediante el uso de un respirador o dispositivos afines. En el laboratorio, los envases se han de abrir en una campana de gases. Nunca deben colocarse alimentos cerca de las muestras o de los lugares de toma; lávense siempre las manos cuidadosamente antes de manipular alimentos¹.

Si existe la posibilidad de hallar compuestos orgánicos inflamables, se tomarán las adecuadas precauciones. Quedará prohibido fumar cerca de las muestras, de los lugares de toma y en el laboratorio. Manténganse alejadas de las muestras y de los lugares de recogida las chispas, las llamas y las fuentes de calor excesivo. Evítese la acumulación de vapores inflamables en

el refrigerador donde se conserven las muestras, pues los arcos eléctricos que se forman en los contactos del termostato, la luz de la puerta u otros componentes eléctricos pueden desencadenar un fuego o una explosión. Si se sospecha o se sabe que existen compuestos inflamables que han de ser refrigerados, se utilizarán sólo refrigeradores especialmente diseñados a prueba de explosión¹.

Cuando existan dudas sobre la magnitud de las precauciones a adoptar, se consultará con un especialista en sanidad industrial que posea los conocimientos adecuados. Las muestras con contaminantes radiactivos requieren otras medidas de seguridad; consúltese a un físico especializado en sanidad.

3. Tipos de muestras

a) Muestras de sondeo: Estrictamente hablando, una muestra recogida en un lugar y un momento determinados solo puede representar la composición de la fuente en ese momento y lugar. Sin embargo, cuando se sabe que una fuente es bastante constante en su composición durante un periodo considerable o a lo largo de distancias sustanciales en todas direcciones, puede decirse que una muestra de dicha fuente representara un periodo de tiempo más largo o un volumen mayor o ambas cosas, con respecto al punto específico en el que fue recogida. En estas circunstancias, algunas fuentes pueden estar muy bien representadas por una simple muestra de sondeo. Es el caso de algunos suministros de agua, algunas aguas superficiales y, más raramente, algunas corrientes de aguas residuales.

Cuando se sabe que una fuente varía con el tiempo, las muestras de sondeo recogidas a intervalos adecuados y analizadas por separado pueden mostrar la amplitud, la frecuencia y la duración de tales variaciones. Hay que hacer la recogida de las muestras teniendo en cuenta la frecuencia con que se esperan estos cambios, lo que puede variar desde cinco minutos a una hora o más. Las variaciones estacionales de los sistemas naturales pueden exigir la realización de tomas a lo largo de meses. Cuando la composición de la

fuente varia en el espacio y no en el tiempo, hay que hacer la toma de las muestras en los lugares adecuados.

Hay que tener gran cuidado al hacer tomas de muestras en aguas residuales impuras, orillas lodosas y fangos. No pueden recomendarse procedimientos definitivos, pero es preciso adoptar todas las precauciones posibles para conseguir que la muestra sea representativa o se ajuste al programa de toma.

b) Muestras compuestas: En la mayoría de los casos, la expresión «muestras compuestas» se refiere a una mezcla de muestras sencillas recogidas en el mismo punto en distintos momentos. A veces se utiliza la expresión «compuesto-tiempo» para distinguir este tipo de muestras de otros. Las muestras compuestas-tiempo son las más útiles para determinar las concentraciones medias que se han de utilizar, por ejemplo, para calcular la carga o la eficiencia de una planta de tratamiento de aguas residuales. Como alternativa al análisis separado de un gran número de muestras seguido de la computarización de los resultados medios y totales, las muestras compuestas representan un ahorro sustancial de trabajo y gasto de laboratorio. Con este objeto, se considera como estándar para la mayoría de los análisis una muestra compuesta que represente un período de 24 horas. Sin embargo, en determinadas circunstancias puede resultar preferible una muestra compuesta que represente una desviación, un período más corto o el ciclo completo de una operación periódica. Para valorar los efectos de descargas y operaciones especiales, variables o irregulares, han de recogerse muestras compuestas que representen los períodos en los que tienen lugar dichas circunstancias.

Para determinar componentes o características sujetas a cambios importantes e inevitables durante la conservación, no deben utilizarse muestras compuestas. Los análisis de este tipo se harán en muestras individuales y lo más rápidamente posible después de su recogida, con preferencia en el mismo lugar de la misma. Ejemplos de este tipo de análisis

son los de todos los gases disueltos, el cloro residual, el sulfuro soluble, la temperatura y el pH. Los cambios en este tipo de componentes, como el oxígeno o el dióxido de carbono disueltos, la temperatura o el pH, pueden producir alteraciones secundarias en otros componentes inorgánicos, como hierro, manganeso, alcalinidad o dureza. Sólo se utilizarán muestras compuestas-tiempo para la valoración de componentes cuya inalterabilidad en las condiciones de toma y conservación de la muestra haya quedado comprobada.

Las porciones individuales se recogen en envases de abertura amplia, con un diámetro de al menos 35 mm en la boca y con una capacidad de 120 ml como mínimo. Se recogen estas muestras cada hora (en algunos casos, cada media hora o incluso cada cinco minutos) y se mezclan una vez concluida la toma o se combinan en una sola botella a medida que se van recogiendo. Si se utilizan conservantes, éstos se añadirán inicialmente al envase de la muestra de forma que todas las porciones de la mezcla queden protegidas lo antes posible. A veces puede ser necesario analizar las muestras individuales.

Resulta conveniente, y a menudo esencial, combinar las muestras individuales en volúmenes proporcionales al flujo. Un volumen final de muestra de dos a tres litros es suficiente para analizar depuradoras, corrientes y aguas residuales.

Existen aparatos automáticos de toma de muestra, pero no deben utilizarse a menos que se conserve la muestra de la forma antes indicada. Hay que limpiar a diario los aparatos de toma, incluidos los envases, para eliminar el crecimiento de organismos biológicos y otros depósitos.

c) Muestras integradas: En algunos casos, la información necesaria se obtiene mejor analizando mezclas de muestras individuales, recogidas en distintos puntos al mismo tiempo o con la menor separación temporal que sea posible. A veces, las muestras de este tipo se denominan integradas. Un ejemplo de la necesidad de las mismas es el de los ríos o corrientes cuya

composición varía según la anchura y la profundidad. Para valorar la composición media o la carga total, hay que recurrir a mezclas de muestras que representen distintos puntos de la sección transversal y que sean proporcionales a los flujos relativos. También puede ser necesario recurrir a muestras integradas cuando se proponen tratamientos combinados para varias corrientes distintas de aguas residuales, cuya interacción puede tener un efecto significativo sobre la tratabilidad o incluso sobre la composición. La predicción matemática de las interacciones puede resultar inadecuada o imposible, de manera que el análisis de una muestra integrada representativa puede proporcionar una información muy útil.

Los lagos naturales y artificiales muestran variaciones en su composición, tanto en profundidad como en sentido horizontal. Sin embargo, en muchos casos ni los resultados totales ni los medios resultan especialmente significativos; son más importantes las variaciones locales. En estos casos, en lugar de analizar muestras integradas, hay que estudiar muestras individuales. La preparación de muestras integradas suele precisar un equipo especial para hacer la toma a una profundidad conocida sin que ésta se mezcle con el agua de capas más superficiales. Suele ser necesario conocer el volumen, el movimiento y la composición de las distintas partes del agua a estudiar. Por tanto, la toma de muestras integradas es un proceso especializado y complejo que no puede describirse con detalle.

4. Referencia

1. WATER POLLUTION CONTROL FEDERATION.1986. Removal of Hazardous Wastes in Wastewater Facilities—Halogenated Organics. Manual of Practice FD-11, Water Pollution Control Fed., Alexandria, Virginia.

1060 B. Toma de muestras

1. Procedimientos de cadena de vigilancia

Es esencial asegurar la integridad de la muestra desde su toma hasta la emisión del informe. Ello implica hacer una relación del proceso de posesión

y manipulación de la muestra desde el momento en que fue tomada hasta el de su análisis y eliminación final. Este proceso se denomina cadena de vigilancia, y es importante en el caso de que los resultados deban presentarse en un litigio. Si no es éste el caso, el procedimiento de cadena de vigilancia resulta útil como control rutinario de la trayectoria de la muestra.

Se considera que una muestra está bajo vigilancia personal si se encuentra en posesión física de una persona, que es la que se encarga de custodiarla y de protegerla de posibles falsificaciones, o si se encuentra en una zona de acceso limitado al personal autorizado. A continuación, se resumen los principales aspectos de la cadena de vigilancia. Existen descripciones más detalladas 1, 2.

a) Etiquetado de la muestra: Utilícense etiquetas para evitar falsas identificaciones de la muestra. Suelen resultar adecuadas las etiquetas adhesivas o las chapas. En ella debe constar al menos la siguiente información: número de la muestra, nombre del que ha hecho la toma, fecha y momento de la toma y lugar de la misma.

Hay que adherir las etiquetas a los envases antes o en el momento de hacer la toma. La etiqueta se rellena con tinta indeleble en el momento de la toma.

b) Sellado de la muestra: Se utilizarán sellos para detectar cualquier falsificación de la muestra que pueda hacerse antes del análisis. Se recurrirá para ello a sellos adhesivos de papel en los que conste al menos la siguiente información: número de la muestra (idéntico al número de la etiqueta), nombre del que ha hecho la toma y fecha y momento de la misma. También pueden utilizarse sellos de plástico.

El sello se colocará de forma tal que sea necesario romperlo para abrir el envase. El sellado ha de realizarse antes de que el envase haya sido apartado de la vigilancia del personal que ha hecho la toma.

c) Libro de registro de campo: Toda la información pertinente a un estudio de campo o toma de muestras se registrará en un libro en el que al menos

constará lo siguiente: objeto de la toma, localización del punto donde se ha hecho, nombre y dirección del contacto de campo, productor del material del que se ha hecho la toma y dirección de dicho productor, en caso de que sea distinta de la del lugar de obtención de la muestra, y tipo de muestra. Si ésta procede de aguas residuales, hay que identificar el proceso que las produce. También es necesario hacer constar la posible composición de la muestra, incluyendo sus concentraciones, el número y volumen de las muestras tomadas, la descripción del punto donde se ha hecho la toma y el método de la misma, la fecha y el momento de la toma, el número (o números) de identificación del que ha hecho la toma, referencias del lugar en forma de mapas o fotografías, observaciones y mediciones de campo y firmas del personal responsable de las observaciones. Dado que las situaciones de toma de muestras son muy variadas, no pueden darse reglas generales acerca de la información que debe registrarse en el libro, pero en cualquier caso conviene incluir la información suficiente como para que pueda reconstruirse la toma de muestra sin tener que confiar en la memoria del que la ha hecho. El libro de registro debe estar protegido y guardado en lugar seguro.

d) Registro de la cadena de vigilancia Es preciso rellenar el registro de la cadena de vigilancia que acompaña a cada muestra o grupo de muestras. Este registro debe constar de la siguiente información: número de la muestra, firma del que ha hecho la toma, fecha, momento y lugar de la toma, tipo de la muestra, firma de las personas que han participado en la cadena de posesión y fechas de las distintas posesiones.

e) Hoja de petición de análisis de la muestra: La muestra irá al laboratorio acompañada por una hoja de petición de análisis. La persona que hace la toma deberá cumplimentar el apartado del impreso referido al trabajo de campo, en el que se incluye gran parte de la información pertinente anotada en el libro de registro. El apartado del impreso que corresponde al laboratorio deberá ser rellenado por el personal de éste, y consta de: nombre

de la persona que recibe la muestra, número de la muestra en el laboratorio, fecha de recepción y análisis a realizar.

f) Envío de la muestra al laboratorio: La muestra se enviará al laboratorio lo antes posible e irá acompañada del registro de la cadena de vigilancia y de la hoja de petición de análisis. La muestra se entregará a la persona que deba encargarse de su custodia.

g) Recepción y almacenamiento de la muestra: En el laboratorio, la persona encargada recibe la muestra e inspecciona su estado y su sello, comprueba la información de la etiqueta y la del sello comparándolas con la del registro de la cadena de vigilancia, le asigna el número de laboratorio, la registra en el libro de entrada al laboratorio y la guarda en una habitación o cabina de almacenamiento hasta que sea asignada a un analista.

h) Asignación de la muestra para ser analizada: En general, el supervisor del laboratorio es el que asigna la muestra para que sea analizada. Una vez en el laboratorio, el supervisor o el analista son los responsables del cuidado y la vigilancia de la muestra.

2. Métodos de toma de muestras

a) Toma manual: En la toma manual se supone que no se utiliza equipo alguno, pero este procedimiento puede resultar demasiado costoso en tiempo y dinero para programas de toma rutinaria de muestras o a gran escala.

b) Toma automática: Mediante la toma automática se pueden eliminar los errores humanos en la manipulación, se reducen los costes laborales y se proporciona la posibilidad de hacer tomas con mayor frecuencia ³, por lo que su uso está cada vez más extendido. Es preciso comprobar que el aparato automático no contamine la muestra. Por ejemplo, los componentes plásticos pueden ser incompatibles con determinados compuestos orgánicos solubles en los plásticos. Si se sabe aproximadamente cuáles son los componentes de la muestra, el fabricante del aparato automático puede

informar sobre las posibles incompatibilidades de los componentes plásticos. En algunos casos, lo mejor es hacer la toma manual con un envase de vidrio según un procedimiento que garantice la adecuada seguridad³. Los aparatos automáticos de toma de muestras se programan de acuerdo con las necesidades específicas de dicha toma.

Hay que controlar con precisión la velocidad de bombeo y el tamaño de los tubos según el tipo de muestra que quiera recogerse.

3. Envases de las muestras

El tipo de envase que se utilice tiene una importancia capital. En general, los envases están hechos de plástico o vidrio, y según los casos puede resultar j preferible uno u otro de estos materiales. Por ejemplo, la sílice y el sodio pueden lixiviarse en el vidrio, pero no en el plástico, y los metales pueden dejar residuos absorbidos en las paredes de los envases de vidrio⁴. Para muestras que contienen compuestos orgánicos, sin embaírlo, conviene evitar los envases de plástico, salvo los fabricados con polímeros fluorados como el politetrafluoretileno (TFE)³. En el caso de muestras que contienen compuestos orgánicos volátiles, algunos de éstos pueden disolverse en las paredes de los envases de plástico o incluso pueden lixiviar sustancias de este «material. Los envases de plástico pueden degradarse y romperse. Algunos compuestos orgánicos son compatibles con los determinados plásticos (véanse las instrucciones de los fabricantes). Sin embargo, aunque se esté seguro de la compatibilidad, hay que tener en cuenta que las paredes de los envases de plástico pueden resultar porosas para los compuestos orgánicos volátiles. En general, en estos casos es preferible utilizar envases de vidrio³. Los tapones de los envases, que suelen ser de plástico, también pueden plantear problemas al ponerse en contacto con componentes orgánicos. En estos casos se utilizarán de metal o de TFE. Los viales de suero con tabiques de plástico o goma recubierto de TFE pueden resultar útiles.

4. Número de muestras

Teniendo en cuenta las variaciones aleatorias, tanto en los procedimientos analíticos como en la presencia de componentes en el lugar de la toma de la muestra, una sola de ellas puede resultar insuficiente para alcanzar el nivel de certidumbre deseado. Si se conoce la desviación estándar global, el número necesario de muestras puede calcularse con la siguiente fórmula⁴:

$$N \geq \left(\frac{ts}{U} \right)^2$$

donde:

N = número de muestras,

t = t de Student para un nivel de confianza determinado,

s = desviación estándar global, y

U = nivel de confianza aceptable.

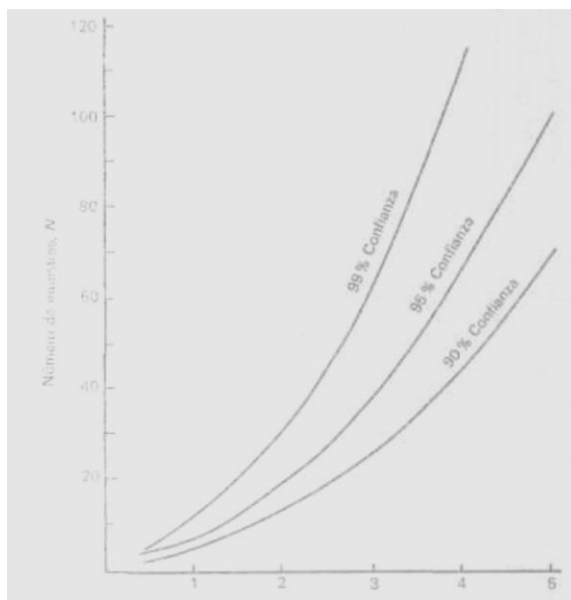


Figura 1060:1. Número aproximado de muestras necesarias para calcular una concentración media. Reproducido de: Methods for the Examination of Waters and Associated Materials: General Principles of Sampling and Accuracy of Results. 1980. Her Majesty's Stationery Off., Londres, Inglaterra.

Las curvas del tipo de las ilustradas en la figura 1060:1 ayudan a hacer el cálculo. Por ejemplo, si s es 0,5 mg/1, U es $\pm 0,2$ mg/1 y se desea un nivel de confianza del 95 por 100, hay que recoger de 25 a 30 muestras.

5. Cantidad

Para la mayoría de los análisis físicos y químicos se necesitan muestras de 2 litros. Para determinadas pruebas pueden requerirse volúmenes mayores. En la tabla 1060:1 se muestran los volúmenes habituales necesarios para análisis. No debe usarse la misma muestra para estudios químicos (orgánicos e inorgánicos), bacteriológicos y microscópicos, pues los métodos de toma y manipulación de las mismas son distintos.

6. Referencias

1. U.S. ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY. 1986. Test Methods for Evaluating Solid Waste: Physical/Chemical Methods, 3.a ed., publ. N.º SW-846, Office of Solid Waste and Emergency Response. Washington, D.C.
2. U.S. ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY. 1982. NEIC Policies and Procedures. EPA-330/9/78/001/-R (rev. 1982).
3. WATER POLLUTION CONTROL FEDERATION. 1986. Removal of Hazardous Wastes in Wastewater Facilities—Halogenated Organics. Manual of Practice FD-11, Water Pollution Control Fed., Alexandria, Virginia.
4. Methods for the Examination of Waters and Associated Materials: General Principles of Sampling and Accuracy of Results. 1980. Her Majesty's Stationery Off, Londres, Inglaterra.

ANEXO 2

LÍMITES MÁXIMOS PERMISIBLES SEGÚN DS 003-2010 MINAM

El Peruano
Lima, miércoles 17 de marzo de 2010



NORMAS LEGALES

415675

de impuestos o de derechos aduaneros de ninguna clase o denominación.

Artículo 5°.- La presente Resolución Suprema será refrendada por el Presidente del Consejo de Ministros.

Regístrese, comuníquese y publíquese.

ALAN GARCÍA PÉREZ
Presidente Constitucional de la República

JAVIER VELASQUEZ QUESQUÉN
Presidente del Consejo de Ministros

469446-6

AMBIENTE

Aprueba Límites Máximos Permisibles para los efluentes de Plantas de Tratamiento de Aguas Residuales Domésticas o Municipales

**DECRETO SUPREMO
N° 003-2010-MINAM**

EL PRESIDENTE DE LA REPÚBLICA

CONSIDERANDO:

Que, el artículo 3° de la Ley N° 28611, Ley General del Ambiente, dispone que el Estado, a través de sus entidades y órganos correspondientes, diseña y aplica, las políticas, normas, instrumentos, incentivos y sanciones que sean necesarias para garantizar el efectivo ejercicio de los derechos y el cumplimiento de las obligaciones y responsabilidades contenidas en dicha ley;

Que, el numeral 32.1 del artículo 32° de la Ley General del Ambiente define al Límite Máximo Permisible - LMP, como la medida de concentración o grado de elementos, sustancias o parámetros físicos, químicos y biológicos, que caracterizan a un efluente o una emisión, que al ser excedida causa o puede causar daños a la salud, al bienestar humano y al ambiente. Su determinación corresponde al Ministerio del Ambiente. Su cumplimiento es exigible legalmente por el Ministerio del Ambiente y los organismos que conforman el Sistema Nacional de Gestión Ambiental. Los criterios para la determinación de la supervisión y sanción serán establecidos por dicho Ministerio;

Que, el numeral 33.4 del artículo 33° de la Ley N° 28611 en mención dispone que, en el proceso de revisión de los parámetros de contaminación ambiental, con la finalidad de determinar nuevos niveles de calidad, se aplique el principio de la gradualidad, permitiendo ajustes progresivos a dichos niveles para las actividades en curso;

Que, el literal d) del artículo 7° del Decreto Legislativo N° 1013, Ley de Creación, Organización y Funciones del Ministerio del Ambiente - MINAM, establece como función específica de dicho Ministerio, elaborar los Estándares de Calidad Ambiental (ECA) y Límites Máximos Permisibles (LMP), de acuerdo con los planes respectivos. Deben contar con la opinión del sector correspondiente, debiendo ser aprobados mediante Decreto Supremo;

Que, mediante Resolución Ministerial N° 121-2009-MINAM, se aprobó el Plan de Estándares de Calidad Ambiental (ECA) y Límites Máximos Permisibles (LMP) para el año fiscal 2009 que contiene dentro de su anexo la elaboración del Límite Máximo Permisible para los efluentes de Plantas de Tratamiento de fuentes domésticas;

Que el artículo 14° del Reglamento de la Ley del Sistema Nacional de Evaluación de Impacto Ambiental (SEIA) aprobado mediante Decreto Supremo N° 019-2009-MINAM, establece que el proceso de evaluación de impacto ambiental comprende medidas que aseguren, entre otros, el cumplimiento de los Estándares de Calidad Ambiental, los Límites Máximos Permisibles y otros parámetros y requerimientos aprobados de acuerdo a la legislación ambiental vigente; del mismo modo, en su artículo 28° el citado reglamento señala que, la modificación del estudio ambiental o la aprobación de instrumentos de gestión ambiental complementarios,

implica necesariamente y según corresponda, la actualización de los planes originalmente aprobados al emitirse la Certificación Ambiental;

De conformidad con lo dispuesto en el numeral 8) del artículo 118° de la Constitución Política del Perú, y el numeral 3 del artículo 11° de la Ley N° 29158, Ley Orgánica del Poder Ejecutivo;

DECRETA:

Artículo 1°.- Aprobación de Límites Máximos Permisibles (LMP) para efluentes de Plantas de Tratamiento de Aguas Residuales Domésticas o Municipales (PTAR)

Aprobar los Límites Máximos Permisibles para efluentes de las Plantas de Tratamiento de Aguas Residuales Domésticas o Municipales, los que en Anexo forman parte integrante del presente Decreto Supremo y que son aplicables en el ámbito nacional.

Artículo 2°.- Definiciones

Para la aplicación del presente Decreto Supremo se utilizarán los siguientes términos:

- **Planta de Tratamiento de Aguas Residuales Domésticas o Municipales (PTAR):** Infraestructura y procesos que permiten la depuración de las aguas residuales Domésticas o Municipales.

- **Límite Máximo Permisible (LMP):** Es la medida de la concentración o del grado de elementos, sustancias o parámetros físicos, químicos y biológicos, que caracterizan a una emisión, que al ser excedida causa o puede causar daños a la salud, al bienestar humano y al ambiente. Su cumplimiento es exigible legalmente por el MINAM y los organismos que conforman el Sistema de Gestión Ambiental.

- **Protocolo de Monitoreo:** Procedimientos y metodologías establecidas por el Ministerio de Vivienda, Construcción y Saneamiento en coordinación con el MINAM y que deben cumplirse en la ejecución de los Programas de Monitoreo.

Artículo 3°.- Cumplimiento de los Límites Máximos Permisibles de Efluentes de PTAR

3.1 Los LMP de efluentes de PTAR que se establecen en la presente norma entran en vigencia y son de cumplimiento obligatorio a partir del día siguiente de su publicación en el Diario Oficial El Peruano.

3.2 Los LMP aprobados mediante el presente Decreto Supremo, no serán de aplicación a las PTAR con tratamiento preliminar avanzado o tratamiento primario que cuenten con disposición final mediante emisario submarino.

3.3. Los titulares de las PTAR que se encuentren en operación a la dación del presente Decreto Supremo y que no cuenten con certificación ambiental, tendrán un plazo no mayor de dos (02) años, contados a partir de la publicación del presente Decreto Supremo, para presentar ante el Ministerio de Vivienda, Construcción y Saneamiento su Programa de Adecuación y Manejo Ambiental; autoridad que definirá el respectivo plazo de adecuación.

3.4 Los titulares de las PTAR que se encuentren en operación a la dación del presente Decreto Supremo y que cuenten con certificación ambiental, tendrán un plazo no mayor de tres (03) años, contados a partir de la publicación del presente Decreto Supremo, para presentar ante el Ministerio de Vivienda, Construcción y Saneamiento, la actualización de los Planes de Manejo Ambiental de los Estudios Ambientales; autoridad que definirá el respectivo plazo de adecuación.

Artículo 4°.- Programa de Monitoreo

4.1 Los titulares de las PTAR están obligados a realizar el monitoreo de sus efluentes, de conformidad con el Programa de Monitoreo aprobado por el Ministerio de Vivienda, Construcción y Saneamiento. El Programa de Monitoreo especificará la ubicación de los puntos de control, métodos y técnicas adecuadas; así como los parámetros y frecuencia de muestreo para cada uno de ellos.

4.2 El Ministerio de Vivienda, Construcción y Saneamiento podrá disponer el monitoreo de otros parámetros que no estén regulados en el presente Decreto Supremo, cuando existan indicios razonables de riesgo a la salud humana o al ambiente.

4.3 Sólo será considerado válido el monitoreo conforme al Protocolo de Monitoreo establecido por el Ministerio de Vivienda, Construcción y Saneamiento, realizado por Laboratorios acreditados ante el Instituto Nacional de Defensa del Consumidor y de la Propiedad Intelectual - INDECOPI.

Artículo 5º.- Resultados de monitoreo

5.1 El Ministerio de Vivienda, Construcción y Saneamiento es responsable de la administración de la base de datos del monitoreo de los efluentes de las PTAR, por lo que los titulares de las actividades están obligados a reportar periódicamente los resultados del monitoreo de los parámetros regulados en el Anexo de la presente norma, de conformidad con los procedimientos establecidos en el Protocolo de Monitoreo aprobado por dicho Sector.

5.2 El Ministerio de Vivienda, Construcción y Saneamiento deberá elaborar y remitir al Ministerio del Ambiente dentro de los primeros noventa (90) días de cada año, un informe estadístico a partir de los datos de monitoreo presentados por los Titulares de las PTAR, durante el año anterior, lo cual será de acceso público a través del portal institucional de ambas entidades.

Artículo 6º.- Fiscalización y Sanción

La fiscalización del cumplimiento de los LMP y otras disposiciones aprobadas en el presente Decreto Supremo estará a cargo de la autoridad competente de fiscalización, según corresponda.

Artículo 7º.- Refrendo

El presente Decreto Supremo será refrendado por el Ministro del Ambiente y por el Ministro de Vivienda, Construcción y Saneamiento.

DISPOSICIÓN COMPLEMENTARIA FINAL

Única.- El Ministerio de Vivienda, Construcción y Saneamiento, en coordinación con el MINAM, aprobará el Protocolo de Monitoreo de Efluentes de PTAR en un plazo no mayor a doce (12) meses contados a partir de la vigencia del presente dispositivo.

Dado en la Casa de Gobierno, en Lima, a los dieciséis días del mes de marzo del año dos mil diez.

ALAN GARCÍA PÉREZ
Presidente Constitucional de la República

ANTONIO JOSÉ BRACK EGG
Ministro del Ambiente

JUAN SARMIENTO SOTO
Ministro de Vivienda, Construcción y Saneamiento

ANEXO

LÍMITES MÁXIMOS PERMISIBLES PARA LOS EFLUENTES DE PTAR

PARÁMETRO	UNIDAD	LMP DE EFLUENTES PARA VERTIDOS A CUERPOS DE AGUAS
Aceites y grasas	mg/L	20
Coliformes Termotolerantes	NMP/100 mL	10,000
Demanda Bioquímica de Oxígeno	mg/L	100
Demanda Química de Oxígeno	mg/L	200
pH	unidad	6.5-8.5
Sólidos Totales en Suspensión	mg/L	150
Temperatura	°C	<35

Designan responsable de brindar información pública y del contenido del portal de internet institucional del Ministerio

RESOLUCIÓN MINISTERIAL N° 036-2010-MINAM

Lima, 16 de marzo de 2010

CONSIDERANDO:

Que, mediante Decreto Legislativo N° 1013, se aprobó la Ley de Creación, Organización y Funciones del Ministerio del Ambiente;

Que, la Ley de Transparencia y Acceso a la Información Pública, cuyo Texto Único Ordenado fue aprobado por Decreto Supremo N° 043-2003-PCM, tiene por finalidad promover la transparencia de los actos del Estado y regular el derecho fundamental del acceso a la información consagrado en el numeral 5 del artículo 2° de la Constitución Política del Perú;

Que, el artículo 3° de la citada Ley, señala que el Estado tiene la obligación de entregar la información que demanden las personas en aplicación del principio de publicidad, para cuyo efecto se designa al funcionario responsable de entregar la información solicitada;

Que, asimismo, de acuerdo a lo previsto en el artículo 5° de la mencionada Ley, las Entidades Públicas deben identificar al funcionario responsable de la elaboración de los Portales de Internet;

Que, mediante Resolución Ministerial N° 070-2008-MINAM, se designó a la señorita Cristina Miranda Beas, como funcionaria responsable de brindar información que demanden las personas, y responsable del contenido de la información ofrecida en el Portal de Internet del Ministerio del Ambiente;

Que, por razones del servicio y considerando la renuncia al cargo que desempeñaba en el Ministerio del Ambiente la servidora citada en el considerando precedente, resulta necesario designar al personal responsable de brindar información en el marco de la Ley de Transparencia y Acceso a la Información Pública y responsable del Portal de Internet Institucional;

Con el visado de la Secretaría General y de la Oficina de Asesoría Jurídica; y

De conformidad con lo establecido en el Decreto Legislativo N° 1013, Ley de Creación, Organización y Funciones del Ministerio del Ambiente; el Texto Único Ordenado de la Ley de Transparencia y Acceso a la Información Pública, aprobado por Decreto Supremo N° 043-2003-PCM; y el Decreto Supremo N° 007-2008-MINAM que aprueba el Reglamento de Organización y Funciones del Ministerio del Ambiente;

SE RESUELVE:

Artículo 1º.- Designar al abogado Hugo Milko Ortega Polar como Responsable de brindar la información pública del Ministerio del Ambiente y Responsable del contenido de la información ofrecida en el Portal de Internet Institucional, de conformidad con el Texto Único Ordenado de la Ley de Transparencia y Acceso a la Información Pública, aprobado por Decreto Supremo N° 043-2003-PCM.

Artículo 2º.- Todos los órganos del Ministerio del Ambiente, bajo responsabilidad, deberán facilitar la información y/o documentación que les sea solicitada como consecuencia de lo dispuesto en el artículo precedente, dentro de los plazos establecidos en la normatividad vigente.

Artículo 3º.- Disponer que la presente Resolución se publique en el Diario Oficial El Peruano y en Portal de Internet del Ministerio del Ambiente.

Artículo 4º.- Notificar la presente Resolución a todos los órganos del Ministerio del Ambiente, al Órgano de Control Institucional y al responsable designado.

Regístrese, comuníquese y publíquese.

ANTONIO JOSÉ BRACK EGG
Ministro del Ambiente

ANEXO 3

FOTOGRAFIAS

Punto 1 de muestreo ubicado al inicio del Dren 4000; Latitud: -6,813981 / 6°48'50,33" S, longitud: -79,826294, 79°49'34,66" W



Punto 2 de muestreo ubicado a mitad del Dren 4000; Latitud: -6,835778 / 6°50'8,8" S, longitud: -79,882469 / 79°52'56,89" W



Punto 3 de muestreo ubicado al final del Dren 4000; Latitud: -6,876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79,927982 / 79°55'40,74" W



Toma de muestra del punto 3 de muestreo ubicado al final del Dren 4000; Latitud: -6,876471 / 6°52'35,3" S, longitud: -79,927982 / 79°55'40,74" W



Pepa de uva pesada



Balanza

Analítica





Tamices utilizados



Equipo de prueba de jarras



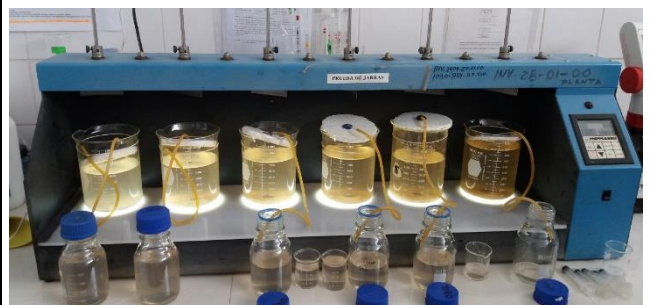
Equipo de prueba de jarras, con los vasos de precipitado de 1 L.



Equipo de prueba de jarras, con el agua residual extraída del punto 3 del dren 4000, ubicado en el departamento de Lambayeque.



Extracción de la muestra, finalizando el proceso de sedimentación.



ANEXO 4 CÁLCULOS

Para los cálculos de % de la pulpa, % de humedad de la materia prima se consideraron pequeñas cantidades de materia prima, esto con el fin de conocer dichos parámetros.

Materia prima

- **Uva Red Globe**

Peso uva red globe = 970.8 gramos

Peso de las pepas = 18.5 gramos

% de la Pulpa

$$\%Pulpa = \frac{\text{Peso de materia prima} - \text{peso de pepas}}{\text{peso de materia prima}} \times 100$$

$$\%Pulpa = \frac{970.8 - 18.5}{970.8} \times 100$$

$$\%Pulpa = 98.09\%$$

% de las pepas

$$\%Pepas = 100\% - \%pulpa$$

$$\%Pepas = 1.91\%$$

%Humedad

$$\%Humedad\ perdida = \frac{Peso_{inicial} - Peso_{final}}{Peso_{inicial}} \times 100$$

$$Humedad\ perdida_{uva\ red\ globe} = \frac{18.5 - 9.2}{18.5} \times 100 = 64.32 \%$$

$$Humedad\ perdida_{uva\ red\ globe} = 64.32 \%$$

- **Uva Italia**

Peso uva Italia = 990.5 gramos

Peso de las pepas = 13.3 gramos

% de la Pulpa

$$\%Pulpa = \frac{Peso\ de\ materia\ prima - peso\ de\ pepas}{peso\ de\ materia\ prima} \times 100$$

$$\%Pulpa = \frac{990.5 - 13.3}{990.5} \times 100$$

$$\%Pulpa = 98.66\%$$

% de las pepas

$$\%Pepas = 100\% - \%pulpa$$

$$\%Pepas = 1.34\%$$

- % Humedad**

$$\%Humedad\ perdida = \frac{Peso_{inicial} - Peso_{final}}{Peso_{inicial}} \times 100$$

$$Humedad\ perdida_{uva\ italia} = \frac{13.3 - 8.9}{13.3} \times 100 = 33.08 \%$$

$$Humedad\ perdida_{uva\ italia} = 33.08 \%$$

- Uva Tacama**

$$Peso\ uva\ Tacama = 984.8\ gramos$$

$$Peso\ de\ las\ pepas = 11.9\ gramos$$

% de la Pulpa

$$\%Pulpa = \frac{Peso\ de\ materia\ prima - peso\ de\ pepas}{peso\ de\ materia\ prima} \times 100$$

$$\%Pulpa = \frac{984.8 - 11.9}{984.8} \times 100$$

$$\%Pulpa = 98.79\%$$

% de las pepas

$$\%Pepas = 100\% - \%pulpa$$

$$\%Pepas = 1.21\%$$

- **%Humedad**

$$\%Humedad\ perdida = \frac{Peso_{inicial} - Peso_{final}}{Peso_{inicial}} \times 100$$

$$Humedad\ perdida_{uva\ tacama} = \frac{11.9 - 6.6}{11.9} \times 100 = 44.53 \%$$

- **Cáscara del plátano verde**

$$\%Humedad\ perdida = \frac{Peso_{inicial} - Peso_{final}}{Peso_{inicial}} \times 100$$

$$Humedad\ perdida_{plátano\ verde} = \frac{50.6 - 23.1}{50.6} \times 100$$

$$Humedad\ perdida_{plátano\ verde} = 54.34 \%$$

- **Uva Red Globe**

Peso de uva: 970.8 gramos

Peso de las pepas: 18.5 gramos

% de la pulpa: 98.09 %

% de las pepas: 1.91 %

% humedad perdida: 64.32 %

- **Uva Italia**

Peso de uva: 990.5 gramos

Peso de las pepas: 13.3 gramos

% de la pulpa: 98.66 %

% de las pepas: 1.34 %

% humedad perdida: 33.08 %

- **Uva Tacama**

Peso de uva: 984.8 gramos

Peso de las pepas: 11.9 gramos

% de la pulpa: 98.79 %

% de las pepas: 1.21 %

% humedad perdida: 44.53 %

- **Cáscara de plátano verde**

% humedad perdida: 50.34 %

ANEXO 5

MÉTODOS UTILIZADOS

A. ANALISIS DE COLOR

Método de comparación Visual

1. Objetivo del Análisis

Determinar el color en muestras de agua potable, subterránea y superficial mediante el método de comparación visual.

2. Generalidades

El color del agua puede ser de origen mineral causado por sustancias metálicas como compuestos de hierro o manganeso, ó se puede extraer de sustancias de origen vegetal como hojas, ramas, musgos, etc. Las cuales son inofensivas y aunque se desconoce la naturaleza química exacta de la materia colorante, se estima que son principalmente taninos, glucósidos y sus derivados. El color puede deberse también a algas, plantas acuáticas y protozoarios o residuos orgánicos o inorgánicos solubles de muchas industrias como las de textiles, minería, papel, materiales químicos, etc.

3. Interferencias

La turbiedad del agua y los sólidos suspendidos incluso cuando es ligera, hacen que el color aparente sea más llamativo que el color real: por tanto, ha de eliminarse la turbidez antes de aproximarse al color real, mediante centrifugado o por filtrado. De preferencia usar papel filtro con un tamaño de poro menor o igual a 0.4μ . También se puede utilizar filtro de membrana. El valor del color del agua depende en buena medida y se incrementa invariablemente al aumentar el pH del agua.

4. Reactivos

- Solución Madre de color:

- a) Se pesan 0.1246 g de K_2PtCl_6 y 0.1 g de $CoCl_2 \cdot 6H_2O$ y se colocan ambos en un mismo vaso de precipitados de 100 ml. Se añaden aproximadamente 10 ml de agua destilada.
- b) Se añaden 10 ml de HCl concentrado y se agita hasta disolver.
- c) Se transfiere la solución resultante a una fiola de 100 ml y se enrasa con agua destilada. Se guarda la solución en un frasco ámbar.
- d) La solución resultante es de 500 unidades de color (U.C) y es estable por varios meses.

5. Materiales

- Vaso de precipitado de 100 ml.
- Fiolas de 100 ml.
- Tubos Nessler de 100 ml.

6. Preparación de estándares

- Preparación de patrones de color:

Se llevan los siguientes volúmenes de solución madre de color (500 U.C) a fioas de 100 ml para obtener los patrones correspondientes, luego trasvasar a los tubos Nessler de 100 ml de forma alta. Un tubo Nessler similar lleno hasta la marca de enrase con agua destilada servirá como patrón de 0 U.C.

Volumen inicial	Patrón obtenido
1 ml	5 U.C
2 ml	10 U.C
4 ml	20 U.C
6 ml	30 U.C
8 ml	40 U.C
10 ml	50 U.C
12 ml	60 U.C
14 ml	70 .C

- Se protegen los patrones con tapones limpios de caucho y se sellan herméticamente. Estos patrones de color son estables durante varios meses.

7. Procedimiento

- Si la muestra tiene menos de 70 U.C. se vierten 100 ml de la muestra en un tubo Nessler similar a los tubos que tienen los patrones y se comparan con éstos. Se toma como medida del color la muestra el valor del patrón más parecido a ésta o el valor intermedio entre los dos patrones más parecidos a la muestra.
- Si la muestra tiene más de 70 U.C. se toma una alícuota de la muestra y se diluye a 100 ml en el tubo Nessler. Se calcula el valor de muestra diluida de la manera descrita en el paso anterior y el resultado obtenido se multiplica por el factor de dilución correspondiente, calculado como: 100 ml/ml muestra original.
- El valor de la medida de color en el agua depende en gran medida del pH de la muestra. Al hacer la prueba de color es conveniente medir el pH de la muestra y reportar este valor.

8. Referencias

- Procedimientos simplificados para el análisis de aguas. Manual de Laboratorio, OPS. 1978.
- Manual de Procedimientos de Análisis de Aguas de Sunass, Vol 1 -1998.

B. ANÁLISIS DE TURBIEDAD

Método Nefelométrico

1. Objetivo del Análisis

Determinar la turbidez de muestras de agua potable, subterráneas y superficiales mediante el método nefelométrico.

2. Interferencias

La turbidez puede determinarse en cualquier muestra de agua libre de residuos y privada de sedimentos gruesos. El material de vidrio sucio, la presencia de burbujas de aire y los efectos de las vibraciones que alteran la visibilidad superficial de la muestra, conducirán a resultados falsos.

3. Reactivos

- Agua libre de turbiedad: Filtrar agua destilada en papel filtro con un tamaño de poro menor de 0.2 μm . Para este fin se puede utilizar filtro de membrana. Se debe enjuagar el recipiente en que se recoja el filtrado y descartar los primeros 200 ml obtenidos. El agua así obtenida se puede considerar como 0.00 NTU.
- Suspensión Stock de formacina: Se disuelven por separado en agua libre de turbidez 5 g de sulfato de hidracina y 50 g de hexametilentetramina, cuidando que el volumen total de ambas soluciones sea menor que 1L. Se transfiere cuantitativamente ambas soluciones a una fiola de 1L y se enrasa con agua libre de turbidez. Se deja reposar en oscuridad esta solución durante 48 horas hasta que se forme una suspensión de color blanco, muy espesa, de formacina. La suspensión obtenida es de 4000 unidades de turbidez (4000 NTU). **Se guarda esta suspensión en frasco ámbar, siendo estable durante varios meses. No es necesario preservar con HgCl_2 .**
- Suspensión estándar de formacina 400 NTU: Se llevan 10 ml de suspensión stock de formacina (agitar previamente el frasco con dicha

suspensión) a una fiola de 100 ml y se enrasa con agua libre de turbidez. Esta suspensión es estable durante un mes.

- Suspensión estándar de formacina 40 NTU: Se llevan 10 ml de suspensión estándar de formacina de 400 NTU (agitar previamente) a una fiola de 100 ml y se enrasa con agua libre de turbidez. Preparar diariamente.
- Suspensión estándar de formacina 4 NTU: Se llevan 10 ml de suspensión estándar de formacina 40 NTU (agitar previamente) a una fiola de 100 ml y se enrasa con agua libre de turbidez. Preparar diariamente.

4. Materiales

- Tubos de muestra de cristal incoloro transparente. Mantener los tubos escrupulosamente limpios, por dentro y por fuera, descartando los rayados y manchados

5. Equipos

- Turbidímetro de escala expandida marca HACH modelo 2100 P.

6. Procedimiento

- El equipo Hach cuenta con un juego de estándares de calibración proporcionado por el fabricante que puede ser usado para calibrar cada vez que se realice una medición.
- Se debe cuidar que los envases de vidrio que contienen los estándares y las muestras estén completamente limpios y libres de huellas dactilares o suciedad, tanto externa como internamente. limpiar con papel "Tissue" antes de hacer las mediciones.

6.1. Manejo del turbidímetro Hach modelo 2100 P:

- Llenar la muestra de agua en la celda de muestreo y limpiar la celda.
- Prender el turbidímetro y seleccionar el rango de medida y nuevamente apretar el botón de encendido y esperar a que salga 0.00.
- Agitar la muestra asegurándose de que no presente huellas de suciedad e insertar la celda en el porta muestra y presionar: READ

7. Referencias

- Standard Methods for the examination of water and wastewater, AWWA, 1992.
- Procedimientos simplificados para el análisis de aguas. Manual de laboratorio, OPS. 1978.
- Manual de Procedimientos de Análisis de agua de Sunass. Vol-1 1998.

C. ANÁLISIS DE pH

Método electrométrico

1. Objetivo y principio del análisis

El objetivo del método es determinar el valor de pH de muestras de agua potable y residuales que se obtiene por medidas potenciométricas usando un electrodo de vidrio.

El pH se define como el logaritmo del inverso de la concentración de iones de hidrógeno y representa el grado de alcalinidad o acidez de una solución.

En las aguas crudas el pH tiene un valor óptimo en el cual se logra una mejor coagulación. En las aguas tratadas se relacionan los valores del pH con los de Alcalinidad para conocer mediante la curva de Baylis la calidad corrosiva o incrustante del agua.

2. Interferencias

Los iones sodio causan interferencias cuando se miden pH altos, por la baja actividad del ión hidrógeno. A pH menores que 12 el error es insignificante, debido a que la membrana del electrodo está compuesta por un vidrio especial que arroja bajo error, sin embargo, a pH mayores que 12 se debe agregar un valor de corrección.

3. Rango de trabajo

El rango de trabajo de pH es de 0 a 14

4. Reactivos

- Soluciones Buffer certificados de pH 4.01, 7.00 y 10.00.
- Solución de EDTA, 0.1M: Pesar 37.2 g de la sal sódica de dietil-tetramino acético, disolver y diluir a 1 litro con agua destilada.
- Ácido clorhídrico, HCl, 0.1M: Medir 8.5 ml de HCl concentrado y diluir a 1 litro con agua destilada.

5. Materiales

- a) Vasos de 150 ml.

6. Equipos

- a) pH meter CG 840
- b) Electrodo combinado de pH

7. Procedimiento

Preparación del electrodo de pH

7.1. El electrodo de pH consta de las siguientes partes:

- a) Cámara interna
- b) Orificio de llenado
- c) Electrodo de referencia
- d) Unión de referencia
- e) Bulbo Sensor de pH

7.2. Limpiar el bulbo con agua destilada. Llenar el electrodo por el orificio de llenado con la solución electrolítica de KCl 3 mol/L, el nivel de llenado debe encontrarse una pulgada por encima del nivel de la muestra. Agitar el electrodo como un termómetro clínico, para remover las burbujas de aire.

7.3. Almacenamiento del electrodo

El electrodo de pH debe almacenarse en 200 ml de solución buffer de pH 7 al cual se agregó 1 g de KCl.

7.4. Limpieza del electrodo

- Para eliminar sales inorgánicas, sumergir el electrodo en una solución ácida de HCl 0.1 M por 30 minutos. Luego enjuagar con agua destilada y sumergir el electrodo en una solución de EDTA 0.1 M por 15 minutos.
- Para eliminar los residuos de aceites y grasas, sumergir el electrodo en metanol por 30 minutos.
- Para eliminar residuos de proteínas, sumergir el electrodo en una solución de hipoclorito de sodio al 10% por 5 minutos.
- Después de realizar algún procedimiento de limpieza, drenar la solución interna y rellenar la cámara con solución electrolítica.

8. Medición

Calibración de pH usando 2 buffer

- Sumergir el electrodo en la primera solución tampón y oprimir la respectiva tecla de valor de pH. En la pantalla aparecen <<Cal >>, <<WAIT>>, y el respectivo valor. Cuando está identificada la solución tampón, el indicador <<WAIT>> es intermitente; tan pronto como el valor se ha estabilizado, se apaga <<WAIT>>. El indicador <<P2>> intermitente invita a continuar con la calibración.

- El electrodo se enjuaga con agua destilada y se repite el proceso con la segunda solución tampón. Cuando el medidor de valor-pH ha asumido la calibración aparece <<CAL>> y <<OK>>, luego el punto cero del electrodo en <<pH>> y la pendiente en <<%>>. Ahora se encuentra preparado el medidor de valor — pH con el electrodo para la medición. Si se desea que aparezcan el punto cero y la pendiente en forma repetida, es necesario oprimir una de las teclas de valor de tamponamiento y luego la tecla <<pH>>.

9. Referencias

- Standard Methods for the examination of Water and Waster Water. 19 th Edition
- Manual de Procedimientos de análisis de agua de Sunass, Vol-1. 1998.

D. ANÁLISIS DE CONDUCTIVIDAD

1. Objetivo del análisis

Determinar la conductividad de muestras de agua, empleando un conductímetro.

2. Fundamento

La conductividad específica es una medida de la capacidad que tiene una muestra de transmitir la corriente eléctrica.

Este parámetro depende de la concentración total de sustancias iónicas disueltas en el agua y la temperatura a la cual se hace la medida. Afectan esta medida la naturaleza de los distintos iones disueltos, sus valencias y sus concentraciones reales o relativas.

El agua destilada fresca tiene entre 0.05 y 0.2 $\mu\text{Mhos/cm}$, incrementándose después de varias semanas de almacenamiento entre 0.2 y 0.4 $\mu\text{Mhos/cm}$. Este incremento es causado principalmente por la absorción de dióxido de carbono y en menor cantidad amoníaco.

Como cada ión tiene un coeficiente de temperatura, para mayor precisión en los trabajos, la conductividad debe ser determinada a 25°C.

3. Toma de muestra y preservación

Se requiere de aproximadamente 100 a 200 ml de muestra, se puede almacenar en botellas de plástico o de vidrio y efectuar la medición en un tiempo máximo de 24 horas.

Se recomienda efectuar esta medición en el sitio con el instrumento de campo apropiado.

4. Materiales

- Vaso de 200 ml.

5. Equipo

- conductímetro HACH

6. Medición

- Conectar el conductímetro HACH
- Presionar el botón de encendido. I/O
- Efectuar la medición sumergiendo el sensor de conductividad dentro de un vaso que contiene la muestra de agua.
- Agitar el sensor en el fondo del vaso para estar seguro de que no haya burbujas de aire atrapadas cerca del electrodo. Esperar hasta que se estabilice el equipo y aparezca la señal READY, luego tomar la lectura.
- Enjuagar el sensor con abundante agua destilada tratando de que el agua pase por el orificio del sensor.

7. Referencias

- Standard Methods for the water and wastewater. 19th Edition – 1995. Pag. 2,43.

E. ANÁLISIS DE DEMANDA BIOQUÍMICA DE OXÍGENO

Método Winkler o Modificación de Azida

1. Objetivo del análisis

Determinar los requerimientos de oxígeno para una población microbiana heterogénea y establecer la materia orgánica biodegradable presente en un agua superficial o residual.

2. Fundamento

La demanda bioquímica de oxígeno (DBO_n) señala la masa de oxígeno molecular disuelto que requieren los microorganismos para la descomposición (o estabilización) de sustancias orgánicas contenidas en el agua, bajo condiciones específicas y en un periodo determinado, identificado por el subíndice “n”.

El ensayo de DBOs, consiste en determinar el oxígeno disuelto antes y después de un periodo de incubación de cinco días, a una temperatura de 20°C, debido a que un porcentaje alto de la DBO total se ejerce en 5 días a 20°C. Por lo tanto, la DBOs representa una medida indirecta de la concentración de materia orgánica que puede ser degradada o transformada biológicamente.

Esta determinación tiene su mayor aplicación en la medición de la carga orgánica de aguas residuales crudas y tratadas, y en la evaluación de la eficiencia del tratamiento de aguas residuales.

3. Almacenamiento y preservación

Para reducir el cambio en la DBO que ocurre entre el muestreo y la prueba, mantener todas las muestras a menos de 4°C y empezar la incubación no más de 6 horas después que la muestra ha sido colectada

4. Materiales y Equipos

- a) Frascos de incubación de DBO de 300 ml de capacidad con tapa de vidrio y boca especial para sello de agua para prevenir la entrada de aire durante la incubación.
- b) Frascos de 1 litro.
- c) Botellón de 20 litros de capacidad para el agua de dilución.
- d) Bureta automática de 50 ml
- e) Matraces erlenmeyer de 500 ml
- f) Frascos volumétricos de 201 ml
- g) Pipetas graduadas de 5, 10 ml
- h) Vidriería para los reactivos.
- i) Bomba compresora
- j) Incubadora regulada a 20°C que excluya la luz para prevenir crecimiento de algas.

5. Reactivos

- Agua destilada
- **Solución Amortiguadora:** Disolver 3.5 g de fosfato monopotásico, KH_2PO_4 , 21,75 g de fosfato dipotásico, KH_2PO_4 ; 33.4 g de fosfato disódico heptahidratado, $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ y 1.7 g de cloruro de amonio, NH_4Cl ; en 500 ml de agua destilada, diluir a un litro. El pH de esta solución debe ser 7.2 sin ajuste adicional.
- **Solución de sulfato de magnesio:** Disolver 22.5 g de $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ en un litro de agua destilada.
- **Solución de cloruro de calcio:** Disolver 27.5 g de CaCl_2 en un litro de agua destilada.
- **Solución de cloruro férrico:** Disolver 0.25 g de $\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ en agua destilada y diluir a un litro.
- **Solución ácida y básica:** 1N, para neutralizar la basicidad o acidez de las aguas residuales.

- **Solución de sulfato de manganeso:** Disolver 480 g de $\text{MnSO}_4 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ (400 g $\text{MnSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ ó 364g $\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$) en agua destilada, se filtra y se diluye a 1 litro. La solución de sulfato manganoso no debe dar color cuando se le adiciona a una solución acidificada de KI.
- **Solución de álcali, yoduro, nitrato:** Se disuelven 500 g de NaOH y 135 g de NaI en agua destilada y se diluye a 1 litro. Se adiciona 10 g de azida de sodio disuelta en 40 ml de agua destilada. Esta solución no debe dar color con la solución de almidón cuando está diluida y acidificada.
- **Ácido sulfúrico concentrado:** 1 ml es equivalente a 3 ml de solución álcali, yoduro, nitrato.
- **Solución de almidón:** Se adiciona una suspensión de 5 g de almidón en agua fría a 800 ml de agua destilada hirviendo con agitación, se diluye a un litro y se deja sedimentar toda la noche. Se usa el sobrenadante y se preserva con unas gotas de tolueno.
- **Solución de tiosulfato de sodio 0.025 N:** Disolver 6.205 g de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ en agua destilada recientemente hervida fría y diluir a 1 litro. Preservar añadiendo 5 ml de cloroformo.
- **Solución estándar de dicromato de potasio 0.025 N:** pesar 1 ,226 g de $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$, previamente Secado a 103°C por 2 horas, y disolver en un litro de agua destilada.
- **Estandarización del tiosulfato con dicromato de potasio:** Se disuelven aproximadamente 2 g de KI en un erlenmeyer con 100 ó 150 ml de agua destilada. Se adiciona 1 ml de H_2SO_4 concentrado. luego 10 ml de solución estándar de dicromato de potasio 0.025N; Se diluye a 200 ml, Se pone en un lugar oscuro por 5 minutos y se diluye a aproximadamente 400 ml y se titula con la solución de tiosulfato 0.025N.

6. Procedimiento

6.1.Preparación del agua de dilución

- 1) Medir el volumen de agua destilada necesaria para realizar el análisis de DBO (10 a 20 L aprox) en un frasco adecuado con una entrada de aire de

una fuente de aire comprimido para mantener el agua saturada de oxígeno disuelto. La temperatura del agua debe ser de $20^{\circ}\text{C} \pm 1$.

2) Adicionar 1 ml de cada una de las siguientes soluciones por litro de agua destilada:

- a) Solución Amortiguadora.
- b) Solución de sulfato de magnesio.
- c) Solución de cloruro de calcio.
- d) Solución de cloruro férrico.

Mezclar vigorosamente.

6.2. Pretratamiento

Según el pH de las muestras neutralizar a aproximadamente 7 con H_2SO_4 1N ó NaOH 1N. Las muestras que tienen cloro residual se deben dejar en reposo por una o dos horas para que este elemento se disipe.

6.3. Técnica de dilución

Las diluciones que dan lugar a un contenido de oxígeno disuelto residual de al menos 1 mg/L ó 2 mg/L después de 5 días de incubación, producen los resultados más fiables. Hacer varias diluciones de la muestra preparada para obtener un contenido de oxígeno disuelto en dicho intervalo.

Un análisis más rápido, tal como la demanda química de oxígeno, DQO, presenta una correlación aproximada con la DBO y sirve como una guía para seleccionar las diluciones. En ausencia de datos previos, utilizar las siguientes diluciones:

- a) 0.1 a 1 % para residuos industriales fuertes
- b) 1 a 4 % para aguas residuales crudas
- c) 4 a 20 % para efluentes tratados biológicamente
- d) 20 a 100 % para aguas fluviales contaminadas

6.3.1. Las alícuotas tomadas de acuerdo al % de dilución son:

Muestra	% dilución	V. alícuota ml	V. dilución ml
Efluente industrial	0.5	3.5	700
Desagüe crudo	2	14	700
Efluente tratado	10	70	700
Aguas fluviales contaminadas	300	210	700

- 6.3.2. En una probeta de 1 litro añadir agua de dilución hasta la mitad sin arrastre de aire.
- 6.3.3. Añadir la cantidad apropiada de muestra y diluir hasta 700 ml con agua de dilución.
- 6.3.4. Mezclar bien evitando la entrada de aire.
- 6.3.5. Verter rápidamente la solución mezclada en dos frascos de DBO hasta rebosar evitando la formación de burbujas de aire,
- 6.3.6. Tapar los frascos herméticamente usando sello de agua y tapas especiales para evitar la evaporación del agua del sellado y se incuba esta muestra por cinco días 20°C.

6.4. Determinación del oxígeno disuelto por el método azida de sodio

- 6.4.1. Realizar la medición de oxígeno en uno de los dos frascos sembrados
- 6.4.2. Realizar un blanco de agua de dilución por duplicado, incubar uno de los frascos por cinco días a 20°C, dejar el otro para determinar el OD por Winkler.
- 6.4.3. A una muestra de 300 ml contenida en una botella de OD, se adicionan 1 ml de Solución de sulfato de manganeso seguidos por 1 ml de solución de álcali, yoduro, nitrato bajo la superficie del líquido. Se tapa cuidadosamente para eliminar todas las burbujas de aire, se mezcla por inversión por lo menos 15 veces.

- 6.4.4. Cuando el sedimento ha dejado una superficie sobrenadante clara sobre los flocs de hidróxido de manganeso, se agita otra vez.
- 6.4.5. Después de por lo menos dos minutos de que ha sedimentado nuevamente y ha quedado por lo menos 100 ml de sobrenadante transparente, cuidadosamente se remueve la tapa e inmediatamente se agrega 1 ml de H_2SO_4 concentrado, se deja correr por el cuello de la botella. Se tapa nuevamente y se mezcla invirtiendo varias veces hasta que la disolución sea completa. Se distribuye el yodo uniformemente antes de retirar de la botella la cantidad necesaria para la titulación.
- 6.4.6. Se toma un volumen de 201 ml en una fiola previamente calibrada a esta medida y se vierte a un matraz erlenmeyer de 500 ml.
- 6.4.7. Se titula con solución de tiosulfato 0.025 N hasta alcanzar un color amarillo pálido. Se adiciona 1 ml de solución de almidón y se continúa la titulación hasta la primera desaparición del color azul. No se toma en cuenta las siguientes recoloraciones debido a efectos catalíticos de sustancias interferentes.

7. Cálculo

$$DBO_5 \text{ mg/L} = \frac{(Gasto \text{ inic} * f - Gasto \text{ final} * f) \times 100}{\% \text{ Dilución}}$$

f = factor del tiosulfato en el momento de la titulación

8. Referencias

- Standard Methods for the examination of water and wastewater, 19 th Edition, 1995, 5-2 al 5-7.
- Manual de análisis de aguas de Sunass 1998.
- Manual de disposición de Aguas Residuales 1991 CEPIS/GTZ.

F. MÉTODO DEL DQO

DEMANDA QUIMICA DE OXIGENO

1. OBJETIVO

El presente instructivo describe en forma resumida el desarrollo de los ensayos bajo la norma de la referencia. El Objetivo es garantizar un proceso de análisis seguro y confiable bajo un lenguaje común y estándar para todos los analistas.

2. ALCANCE

Aplicable para el Método y Norma de la Referencia.

3. REFERENCIAS

- a. Norma Técnica Peruana ISO/IEC 17025:2006 "Requisitos Generales Relativos a la Competencia Técnica de los Laboratorios de Ensayo y Calibración".
- b. Standard Methods "Examination of Water and Wastewater. 22nd Edition. SM 5220 D

4. PRINCIPIO

El método colorimétrico, se basa en la medición a una longitud de onda determinada del ión dicromato remanente o el ión trivalente (Cr^{+3}) resultante, luego de la oxidación de la materia orgánica presente en la muestra, que es equivalente al oxígeno consumido en la reacción; en condiciones específicas de temperatura y tiempo.

5. DESCRIPCIÓN DE ACTIVIDADES

5.1. Recolección, preservación y almacenamiento de muestras

La muestra se debe recolectar en botellas de vidrio (de preferencia) o plástico de 100 ml de capacidad.

Debe preservarse la muestra a $\leq 6^{\circ}\text{C}$ hasta su análisis.

Analizar inmediatamente después de su toma; en caso contrario debe conservarse en refrigeración a $\leq 6^{\circ}\text{C}$, además de la adición de ácido sulfúrico concentrado hasta $\text{pH} < 2$.

El tiempo máximo de almacenamiento previo al análisis es de 28 días.

Las muestras deben estar a temperatura ambiente al momento del análisis.

5.2. Interferencias

El interferente común es el ion cloruro que precipita a la plata como AgCl inhibiendo su acción catalítica. El bromuro, yoduro y otros agentes que inactivan al ion plata interfieren de manera similar. Estas interferencias son negativas pues restringen la acción oxidativa del ion dicromato.

Interferencias de haluros puede ser eliminada por la adición del ion de plata y una filtración.

Si la muestra contiene el ion cloruro se puede adicionar 1 g de sulfato de mercurio HgSO_4 por 50 ml de muestra, esta cantidad puede ser menos para una cantidad menor de 2000 ppm de Cl^- . Los compuestos alifáticos volátiles de cadena abierta no se oxidan.

El nitrito ejerce un DQO de 1.1 mg $\text{O}_2/\text{mgNO}_2^-$ - N pero como usualmente en el agua no exceden de 1 -2 mg/L de NO_2^- -N la interferencia no es significativa.

Los iones inorgánicos reducidos tales como: hierro ferroso, sulfuro, magnesio, manganeso, etc., son oxidados cuantitativamente bajo las condiciones de análisis.

El lavado de las tapas y los tubos empleados es con 20% de H_2SO_4 para prevenir contaminación.

5.3. Equipos y Materiales

- Tubos de digestión: tubos de borosilicato con tapa de rosca resistente al calor y contratapa de teflón de 16 x 100 mm o tubos de digestión (ampolla, cubeta) con reactivos premezclados.
- Digestor: block de aluminio con huecos para alojar tubos de digestión y que opere a $150 \pm 2^\circ\text{C}$.
- Espectrofotómetro, longitud de onda 600 nm. Con adaptador de celda adecuado para tubos de digestión a usar.
- Pipetas volumétricas clase A y/o micropipeteas con tips de tamaño adecuado.
- **Disolución estándar de biftalato de potasio $\text{HOCC}_6\text{H}_4\text{COOK}$:** Secar el biftalato de potasio a 110°C por 2 horas. Pesar 0,425 g de biftalato de potasio, disolver en agua y aforar a 1L. Esta solución tiene un DQO de 500 ug O₂/ml. Es estable la solución cuando se mantiene en refrigeración y si no se observa crecimiento biológico. Una preparación semanal es usualmente satisfactoria.
- **Disolución de sulfato de plata en ácido sulfúrico:** Disolver cristales o polvo de sulfato de plata en ácido sulfúrico concentrado en una relación 5.5 g Ag_2SO_4 / Kg H_2SO_4 . (2.53 g en 250 ml de H_2SO_4 concentrado al 98%). Se requieren de 1 a 2 días para que se disuelva completamente el sulfato de plata. La disolución formada debe mantenerse en la oscuridad para evitar su descomposición.
- **Disolución de digestión A (alta concentración).** Pesar 10,216 g de dicromato de potasio, previamente secado a 150°C por 2 h, y añadir a 500 ml de agua desionizada, adicionar 167 ml de ácido sulfúrico concentrado y 33,3 g de sulfato mercuríco. Disolver y enfriar a temperatura ambiente y diluir a 1L.
- **Disolución de digestión B (baja concentración).** Pesar 1.022 g de dicromato de potasio,

previamente secado a 150°C por 2 h, y a 500 ml de agua desionizada. Adicionar 167 ml de ácido sulfúrico concentrado y 33.3g de sulfato mercuríco. Disolver y enfriar a temperatura ambiente y diluir a 1 L.

- **Ácido sulfámico.**

5.4.Procedimiento

5.4.1. Preparación de curva de calibración:

Preparar por lo menos cinco disoluciones de biftalato de potasio grado estándar primario o estándar volumétrico conteniendo concentraciones de DQO equivalentes de 10 mg O₂/L a 90 mg O₂/L (para rango bajo) y de 100 mg O₂/L a 800 mg O₂/L aprox. (para rango bajo) ajustar el volumen con agua reactivo.

En casos donde se usen tubos o ampollas de reactivos premezclados. seguir las instrucciones del fabricante para concentraciones a usar para la curva.

Preparar curva de calibración cada 30 días aproximadamente o, si no se realizan análisis en más de 30 días, prepararla con cada corrida de muestras; o bien, luego de que haya habido cambios en factores significativos como cambio o mantenimiento de equipos, cambio de reactivos, nuevos analistas, traslado del ambiente de trabajo, etc.

Hacer las lecturas de absorbancia a 420nm o 600 nm, según corresponda el rango de concentración de la curva. O ambas.

Graficar la absorbancia versus mg O₂/L.

Registrar datos de pendiente e intercepto de la curva, ésta debe ser lineal en más de 0.995 según su coeficiente de correlación. Registrar en “Reporte de Resultados Consolidados” (F04-TC.PR.07).

5.4.2. Análisis de muestras

- Precalentar a $150^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ el digestor (termorreactor) de DQO.
- Colocar cuidadosamente 2.5 ml de muestra previamente homogeneizada dentro de los tubos de digestión (de 16 x 100 mm por ejemplo). Cerrar inmediatamente para evitar que se escapen los vapores, asegurarse de que están herméticamente cerrados.
- Adicionar 1.5 ml de la solución de digestión (A ó B según el rango de concentración esperado de la muestra).
- Añadir cuidadosamente 3.5 ml de la solución de ácido sulfúrico.
Suavemente invertir los tubos varias veces destapando después de cada inversión para liberar la presión.
- Realizar lo mismo con todos los controles de calidad (Blancos, muestras duplicadas, fortificadas, blancos fortificados. etc.)
- Colocar todos los tubos en el digestor previamente calentado a $150^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ y reflujar por 2 horas. Colocar también el termómetro digital en una de las posiciones libres del termorreactor a fin de realizar el control de temperaturas como parte de la verificación intermedia de la calibración del equipo. Registrar este control antes de transcurrida las 2 horas, retirar los tubos del digestor y dejar que los tubos se enfríen a temperatura ambiente, a fin de que cualquier suspensión existente sedimente, dejando que la trayectoria óptica quede clara.
- Antes de la medición deben lavarse las paredes externas de los tubos con agua destilada; si es necesario, límpielas con un paño seco y limpio. Asegúrese que no existan partículas suspendidas producto de la reacción en las soluciones digestadas, de lo contrario dejar reposar o centrifugar brevemente.
- Finalmente medir la absorbancia de las soluciones reposadas o centrifugadas en el espectrofotómetro a 600nm (concentraciones $>100\text{mg/L}$) o a 420nm (concentraciones $<100\text{mg/L}$) según corresponda. Como referencia, leer también un blanco de agua desionizada, con los reactivos, pero sin digerir. Registrar en "Reporte de Analista para Ensayo de Espectrofotométrico" (FOI-TC-PR-07).

6. CÁLCULOS

Calcular la DQO en la muestra en miligramos por litro (mgO₂/L) directamente de la curva de calibración.

$$Abs = m \times Conc + b$$

Donde:

m = la pendiente

b = la ordenada al origen o intercepto,

Abs = la absorbancia,

Conc = concentración, (mg O₂/L).

Registrar en "Reporte de Resultados Consolidados" (F04-TC-IT-02).

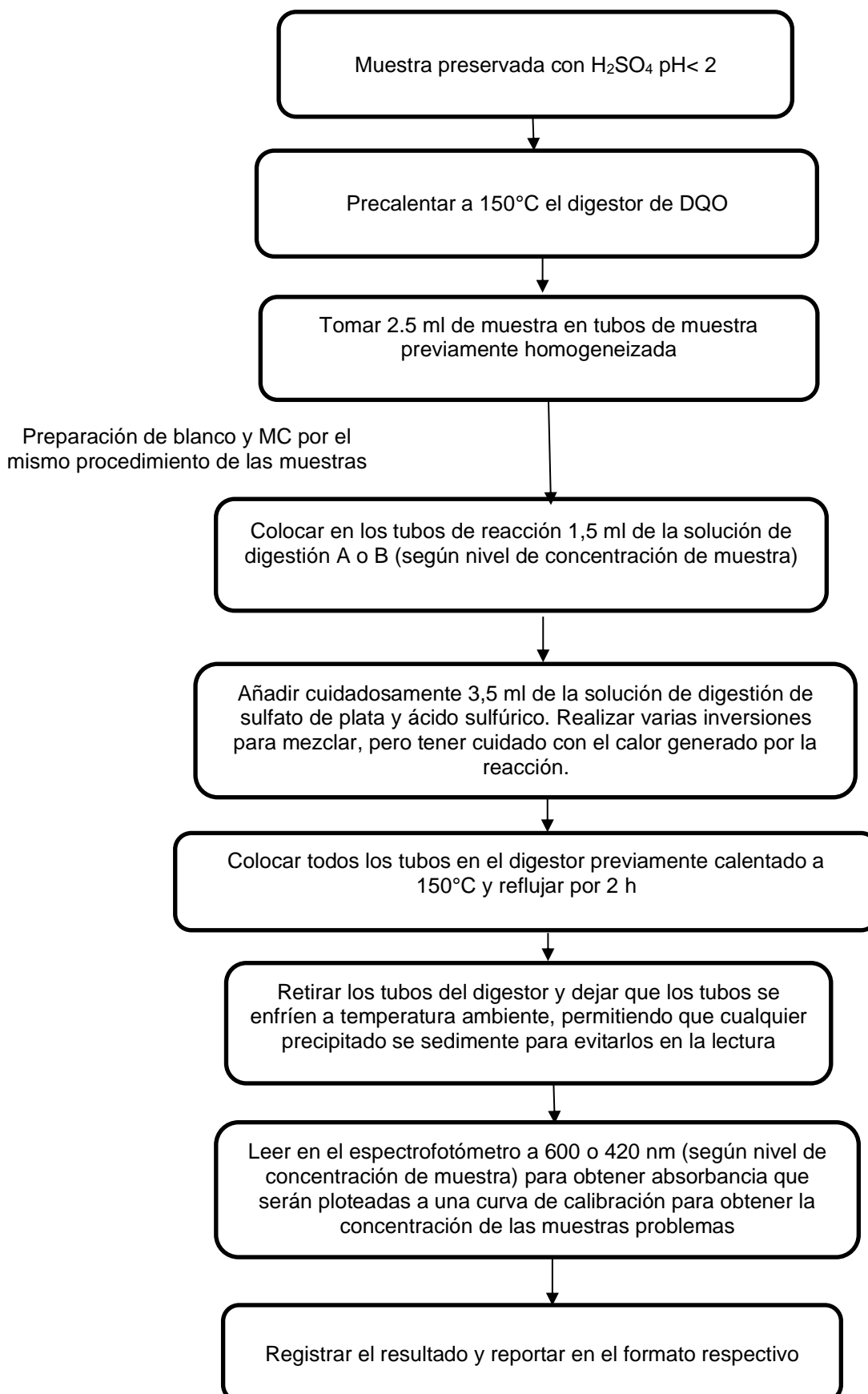
De Tabla N°01 Restar los valores obtenidos de las lecturas a las diferentes longitudes de Onda.

7. ASEGURAMIENTO DE CALIDAD EN EL ENSAYO

El laboratorista determina el número de duplicados, blancos, patrones de control o muestras fortificadas a ensayar dentro de cada grupo o lote de muestras según lo que establece la Matriz de Aseguramiento de la Calidad de los Resultados (F01-T0-PR-08) para cada uno de los controles de calidad correspondientes para este ensayo y en la cantidad y frecuencia que establece el ítem 5.4 del Procedimiento Aseguramiento de la Calidad de los Resultados (TC-PC-08).

8. REGISTROS

Código	Nombre
(FOI-TC-PR-07)	"Reporte de Analista para Ensayo de Espectrofotométrico"
(F04-TC-PR-07)	"Reporte de Resultados Consolidados"

DIAGRAMA DE FLUJO

G. MÉTODO DE COLIFORMES FECALES Y TOTALES.

9221 B. Técnicas estandarizadas de fermentación en tubo múltiple (NMP) de coliformes totales

1. Fase presuntiva

Utilícese un medio líquido de lauril triptosa en la porción presuntiva de la prueba de tubo múltiple. Como alternativa, puede emplearse un medio líquido de lactosa; siempre que se haya demostrado que no aumenta la frecuencia de resultados positivos falsos ni enmascara los coliformes que existen en las muestras de agua potable. Si se ha refrigerado el medio después de su esterilización, se incubará de un día a otro a 35°C antes de utilizarlo. Rechácense los tubos que muestren crecimiento, burbujas o ambas cosas.

a) Reactivos y medios de cultivo:

1) Medio líquido de lauril triptosa:

Tryptosa	20.0 g
Lactosa	5.0 g
Fosfato de hidrógeno dipotasio, K ₂ HPO ₄	2.75 g
Cloruro de sodio, NaCl	5.0 g
Lauril sulfato de sodio	0.1 g
Agua destilada	1 L

Añádanse los ingredientes deshidratados al agua destilada, mézclese cuidadosamente y caliéntese para disolverlo. El pH debe ser 6,8 ± 0,2 después de la esterilización. Antes de esterilizarlo, colóquese en tubos de fermentación con un vial invertido una cantidad suficiente de medio como para que cubra éste, al menos parcialmente, después de la esterilización. También es posible prescindir del vial invertido y añadir 0,01 g/l de púrpura bromocresol al medio presuntivo para determinar la producción de ácido, lo

que indicaría un resultado positivo en esta parte de la prueba. Ciérranse los tubos con tapones de metal o de plástico resistente al calor.

Hágase el medio de lauril triptosa con fuerza suficiente como para que, al añadir 100 ml o 10 ml de muestra, la concentración de los ingredientes no sea menor que la del medio estándar. Prepárese conforme a las directrices de la tabla 9221: I.

Ciérrense los tubos con tapones de metal o de plástico resistente al calor.

2) Medio de lactosa:

Extracto de buey	3.0 g
Peptona	5.0 g
Lactosa	5.0 g
Agua destilada	1 L

Añádanse los ingredientes deshidratados al agua, mézclese cuidadosamente y caliéntese para disolverlos. El pH debe ser de $6,9 \pm 0,2$ después de la esterilización. Previamente, colóquese la mezcla en tubos de fermentación de unas dimensiones que permitan que el líquido, en el tubo ya inoculado, cubra al menos parcialmente el vial invertido después de la esterilización. Se puede también prescindir del vial y añadir 0,01 g/l de púrpura bromocresol al medio presuntivo para determinar la producción de ácido, lo que indicaría un resultado positivo en esta parte de la prueba. Ciérrense con tapones de metal o de plástico resistente al calor.

Hágase el medio de lactosa con fuerza suficiente como para que, al añadir 100 ml o 10 ml de la muestra al medio, la concentración de los ingredientes no sea menor que la del medio estándar. Prepárese de acuerdo con las directrices de la tabla 9221: II.

b) Procedimiento:

1) Agrúpanse los tubos de fermentación en hileras de cinco en una gradilla para tubos de ensayo. El número y el volumen de los tubos de muestra seleccionados dependen de la cantidad y de las características del agua que se vaya a estudiar. Para agua potable, utilícense cinco porciones de 10 ml o 10 porciones de 10 ml; si se trata de agua no potable, se utilizarán cinco tubos por dilución (de 10, 1 o 0.1 ml, etc.).

Al hacer las diluciones, mídanse los volúmenes de muestra diluida, se seguirán las indicaciones de la sección 9215B.2.

Utilícese la figura 9215:1 como guía para preparar las diluciones. Agítese enérgicamente la muestra y las diluciones unas 25 veces. Inocúlese cada tubo con volúmenes duplicados de muestra (en diluciones decimales crecientes, si se utilizan cantidades decimales de la muestra). Mézclense las porciones a estudiar con el medio mediante agitación suave.

2) Los tubos inoculados se incuban a $35 \pm 0.5^{\circ}\text{C}$. Tras 24 ± 2 horas, agítese cada tubo suavemente y se observa si se produce gas o un crecimiento ácido (color amarillo) y, en caso contrario, reincúbese y vuélvase a examinar al final de 48 ± 3 horas. Regístrese la presencia o ausencia de gas o ácido. Si no se ha utilizado el vial, un crecimiento con acidez significa una presunta reacción positiva.

c) Interpretación: La aparición de gas o ácido en los tubos a las 48 ± 3 horas constituye una presunta reacción positiva. Los tubos con este tipo de reacción deben ser estudiados en la fase confirmatoria (9221 B.2).

La ausencia de crecimiento ácido o de formación de gas al finalizar las 48 ± 3 horas de incubación indica una reacción negativa. El límite arbitrario de 48 horas para la observación excluye sin ninguna duda a los miembros ocasionales del grupo coliforme que crecen de manera muy lenta (véase sección 9212).

TABLA 9221: I. PREPARACIÓN DEL MEDIO LIQUIDO DE LAURIL TRIPTOSA

<i>Inóculo ml</i>	<i>Cantidad de medio en el tubo Ml</i>	<i>Volumen del medio + inóculo ml</i>	<i>Medio líquido de lauril triptosa deshidratado necesario g/l</i>
1	10 0 más	11 o más	35,6
10	10	20	71,2
10	20	30	53,4
100	50	150	106,8
100	35	135	137,1
100	20	120	213,6

TABLA 9221: II. PREPARACIÓN DEL MEDIO LIQUIDO DE LACTOSA

<i>Inóculo ml</i>	<i>Cantidad de medio en el tubo Ml</i>	<i>Volumen del medio + inóculo ml</i>	<i>Medio líquido de lactosa deshidratado necesario g/l</i>
1	10 0 más	11 o más	13,0
10	10	20	26,0
10	20	30	19,5
100	50	150	39,0
100	35	135	50,1
100	20	120	78,0

2. Fase confirmatoria

La fase confirmatoria se ilustra en la figura 9221: I.

a) Reactivos y medios de cultivo: En esta fase se utilizarán tubos de fermentación con un medio líquido de verde brillante lactosa bilis.

Medio de verde brillante lactosa bilis:

Peptona	10.0 g
Lactosa	10.0 g
oxgall	20.0 g
Verde brillante	0.0133 g
Agua destilada	1 L

Añádanse los ingredientes deshidratados al agua, mézclense cuidadosamente y caliéntense para disolverlos. El pH debe ser de $7,2 \pm 0,2$ después de la esterilización. Antes de ésta, colóquese en tubos de fermentación suficiente cantidad de medio como para cubrir al menos

parcialmente un vial invertido después de la esterilización. Ciérranse los tubos con tapones de metal o de plástico resistente al calor.

b) Procedimiento: Llévense a la fase de confirmación todos los tubos primarios en los que haya aparecido cualquier cantidad de gas o de crecimiento ácido a las 24 horas de incubación. Si se observa una fermentación activa o un crecimiento ácido antes de las 24 horas, los tubos se llevarán al medio de confirmación sin esperar a que transcurran las 24 horas. Si hay otros tubos primarios con crecimiento ácido después de 48 horas de incubación, también se llevarán a la fase confirmatoria.

Agítense suavemente o háganse rotar los tubos primarios que muestren gas o crecimiento ácido suficiente para que se produzca una resuspensión de los microorganismos. Con un asa estéril de 3 mm de diámetro, pásese un asa completa de cultivo al tubo de fermentación que contiene el medio verde brillante de lactosa bilis o introdúzcase un aplicador de madera estéril en el cultivo, de al menos 2,5 cm, retírese rápidamente e introdúzcase hasta el fondo en el tubo de fermentación con el medio mencionado. Retírese y deséchese el aplicador. Repítase esta operación en todos los tubos posiblemente positivos.

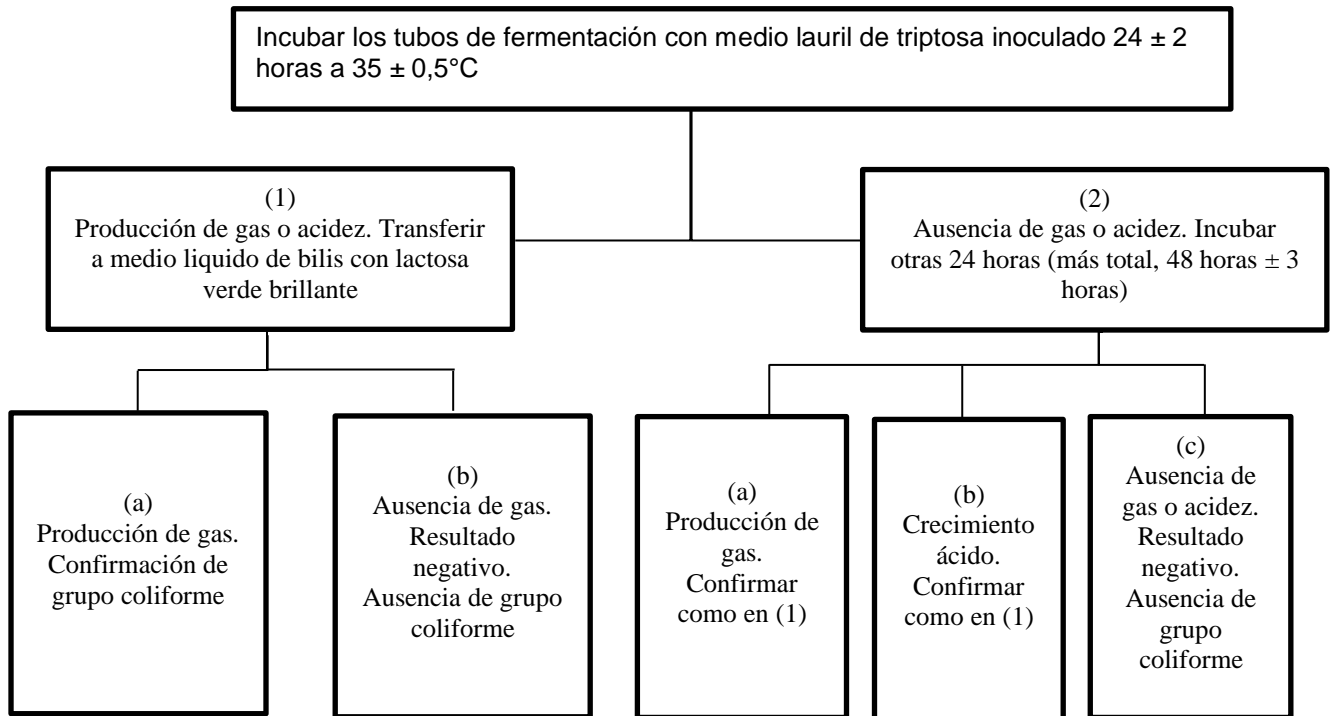
Incúbase el medio de verde brillante de lactosa bilis a $35 \pm 0,5^{\circ}\text{C}$ durante 48 ± 3 horas.

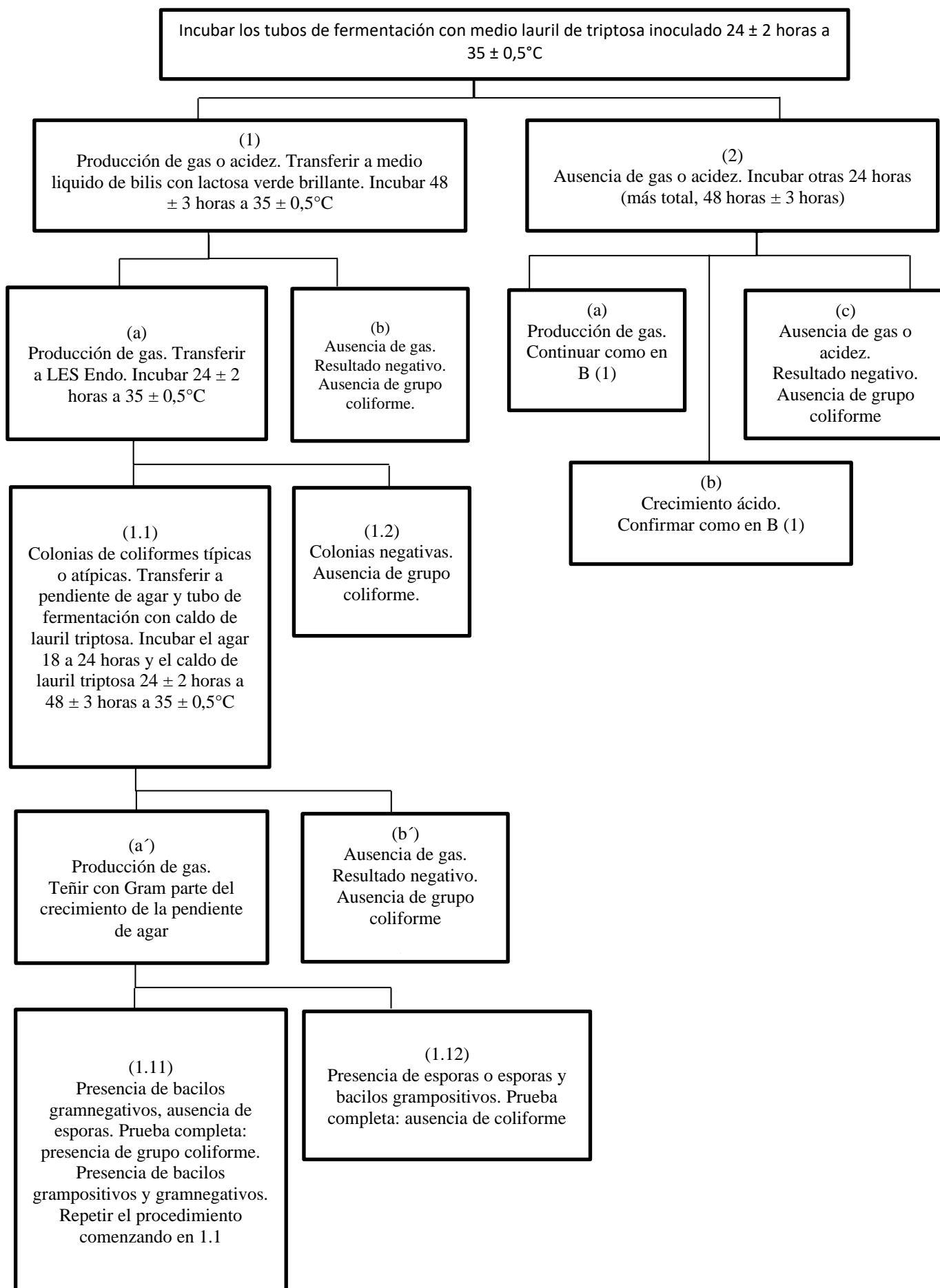
La formación de cualquier cantidad de gas en el vial invertido en el medio de fermentación verde brillante de, lactosa bilis a las 48 ± 3 horas constituye un resultado positivo en la fase confirmatoria. Calcúlese el valor del NMP a partir del número de tubos positivos, de la manera descrita en la sección 9221D.

c) Procedimiento alternativo: Utilícese únicamente en aguas contaminadas o residuales que se sepa presenten sistemáticamente resultados positivos.

En caso de que todos los tubos sean positivos en dos o más diluciones consecutivas durante 24 horas, llévense sólo a la fase confirmatoria aquéllos

con diluciones más altas (menor: muestra de inóculo) y todos los que presenten gas o crecimiento ácido después de las 48 horas.





Para establecer definitivamente la existencia de bacterias coliformes y obtener datos sobre el control de calidad, practíquese la prueba completa en todos los tubos positivos confirmados (véase figura 9221:2). Puede utilizarse la doble confirmación en medio líquido de verde brillante de lactosa bilis para coliformes totales y el medio líquido EC para coliformes fecales (véase sección 9221 C). Considérense como respuesta positiva de la prueba completa los resultados positivos en medio líquido EC a temperatura elevada (44,5 °C). Los cultivos que sean positivos en medio de verde brillante lactosa bilis y negativos en medio EC indican la presencia de coliformes no fecales y, por tanto, deben ser sometidos a la prueba completa para obtener un valor del NMP.

a) Medio de cultivo y reactivos:

1) Agar nutritivo:

Peptona	5.0 g
Extracto de buey	3.0 g
Agar	15.0 g
Agua destilada	1 L

Añádanse los ingredientes al agua, mézclese cuidadosamente y caliéntese para disolverlos. El pH debe ser de $6,8 \pm 0,2$ después de la esterilización. Antes de póngase el medio en tubos con tapón de rosca. Tras la esterilización, colóquense inmediatamente en posición inclinada, de forma que el agar solidifique formando pendiente. Ajustense los tapones después de que se hayan enfriado y consérvense en una zona fría y protegida.

2) Reactivos para la tinción de Gram:

a) *Oxalato de amonio-cristal violeta (de Hucker)*: Disuélvanse 2 g de cristal violeta (con un contenido de colorante del 90 por 100) en 20 ml de alcohol etílico al 95 por 100; Se disuelven g de $(\text{NH}_4)_2\text{C}_2\text{O}_4$ H₂O en 80 ml de agua

destilada; mézclense ambas soluciones y déjese reposar durante 24 horas antes de usarlas; fíltrese a través de un papel y consérvese en un frasco de tinción.

b) Solución de Lugol, modificación de Gram: Tritúrense en un mortero 1 g de cristales de yodo y 2 g de KI. Añádase lentamente agua destilada y tritúrese con cuidado después de cada adición hasta que se completa la solución. Almacénese en una botella de vidrio ámbar, añadiendo el resto del agua (hasta un total de 300 ml).

c) Contraste: Disuélvanse 2.5g de safranina en 100 ml de alcohol etílico al 95 por 100. Añádanse de 10 a 100 ml de agua destilada.

d) Alcohol acetona: Mézclese a partes iguales alcohol etílico (95 por 100) y acetona.

b) Procedimiento:

l) Siémbrese asépticamente una placa de agar LES Endo (sección 9222B.2) por cada tubo de medio verde brillante lactosa bilis que haya producido gas; la operación debe realizarse lo antes posible tras la detección del gas. Siémbrense las placas de forma que se asegure la existencia de algunas colonias aisladas, separadas por al menos 0,5 cm. Si existen coliformes y se quiere Obtener una elevada proporción de aislamientos satisfactorios, se deben tomar las siguientes precauciones: a) Utilícese un asa estéril de 3 mm de diámetro o una aguja de inoculación ligeramente curvada en la punta; b) ábrase e inclínese el tubo de fermentación evitando la toma con la aguja de cualquier membrana o espuma; c) introdúzcase el extremo del asa o la aguja en el líquido del tubo a una profundidad de alrededor de 0,5 cm, y d) siémbrese la placa con la parte curvada de la aguja en contacto con el agar para no arañar la superficie. Se flameará el asa entre los cuadrantes segundo y tercero para mejorar el aislamiento de las colonias.

Incúbense las placas invertidas a 35°C durante 24 ± 2 horas.

2) Las colonias que se desarrollan en el agar LES Endo pueden ser típicas (rosas a rojo oscuras con un brillo verde metálico superficial), atípicas (rosas. rojas. blancas o incoloras sin brillo) a las 24 horas de incubación o negativas

(todas las demás). Tómense de cada placa unas colonias típicas bien definidas o, si no existen, dos o más entre las que se consideran como probablemente formadas por microorganismos del grupo coliforme y se pasan a un tubo

de fermentación con medio de lauril triptosa y a uno con agar en pendiente. (Este último no es necesario si se trata de muestras de agua potable.)

Si se considera adecuado, utilícese una lupa para colonias a fin de conseguir un

aumento óptimo a la hora de tomarlas de las placas de agar. LES Endo. Al transferir las colonias, hay que elegir las que están bien aisladas y tocar apenas su superficie con una aguja esterilizada a la llama y enfriada al aire para evitar en lo posible el peligro de transferir un cultivo mixto.

Incúbense los tubos con el medio secundario (medio líquido de lauril triptosa con viales de fermentación invertidos) a $35 \pm 0.5^{\circ}\text{C}$ durante 24 ± 2 horas: si no se produce gas en este periodo se prolonga la incubación hasta 48 ± 3 horas. Estúdiense microscópicamente las preparaciones teñidas con Gram y obtenidas en los cultivos de pendiente de agar a las

24 horas, correspondientes a los tubos secundarios que muestren gas.

3) Tinción de Gram. Si se trata de muestras de agua potable, se puede prescindir de la tinción de Gram en la prueba completa, ya que es raro que existan bacterias grampositivas y microorganismos esporulados sobrevivientes en este método de detección selectiva.

Existen varias modificaciones de la técnica de Gram. Utilícese la modificación de Hucker para teñir las extensiones de cultivos puros; inclúyase un control para organismos grampositivos y Otro para gramnegativos.

Prepárense emulsiones ligeras distintas de los crecimientos bacterianos en estudio y de los cultivos de control positivos negativos sobre el mismo porta, utilizando para ello gotas de agua destilada colocadas en el cristal. Déjense secar al aire y fíjense pasando el porta sobre una

llama para después teñirlo con la solución de oxalato de amonio-cristal violeta.

A continuación, aclárense con agua corriente y aplíquese la solución de Lugol durante 1 minuto.

Lávese de nuevo el porta teñido con agua corriente. Decolórese durante 15-30 segundos con alcohol acetona, manteniendo el porta entre los dedos y dejando, que el alcohol acetona fluya por la extensión teñida hasta obtener un líquido incoloro. No debe decolorarse en exceso. Contrástese con safranina durante 15 segundos, lávese con agua corriente, séquese con papel de filtro o al aire y estúdiense al microscopio. Los microorganismos grampositivos son azules

y los gramnegativos rojos. Los resultados sólo son aceptables cuando los controles dan la reacción adecuada.

c) Interpretación: El resultado positivo de la prueba completa requiere la formación de gas en los tubos secundarios con medio de lauril triptosa en 48 ± 3 horas y la demostración de bacterias alargadas gramnegativas no esporuladas procedentes de los cultivos con agar, lo que demuestra la presencia de un miembro del grupo coliforme. Si no se produce gas en los tubos secundarios en medio lauril triptosa en 48 ± 3 horas, ajústense los resultados originales de NMP calculados a partir de la prueba confirmatoria (sección 9221 D).

4. Bibliografía

- MEYER. E. M. 1918. An aerobic spore-forming bacillus giving gas in lactase broth isolated in routine water examination. J. Bacteriol. 3:9.
- HUCKER. G. J. & H. J. CONN. 1923. Methods of Gram Staining. N. Y. State Agri Exp. Sta. Tech. Bull. N° 93.
- NORTON, J. F. & J. J. WEIGHT. 1924. Aerobic spore-forming lactose fermenting organisms and their significance in water analysis. Amer. J. Pub. Health 14:1019.

- HUCKER G. J. & H. J. CONN. 1927. Further Studies on the Methods of Gram Staining. Nueva York State Agr. Exp. sta. Tech. Bull. n.º 128.
- PORTER, R., C. S. McCLESKEY & M. LEVINE. 1937. The facultative sporulating bacteria producing gas from lactose. J. Bacteriol. 33:163.
- COWLES, P. B. 1939. A modified fermentation tube. J. Bacteriol. 38:677.
- SHERMAN, V. B. D. 1967. A Guide to Identification of the Genera of Bacteria. Williams & Wilkins, Baltimore, Maryland.
- BUCHANAN, R. E. & N. E. GIBBONS, eds. 1974. Bergey's Manual of Determinative Bacteriology, 8.2 ed. Williams & Wilkins, Baltimore, Maryland.
- E. E. 1975. Handbook for Evaluating Water Bacteriological Laboratories, 2.^a ed, EPA.670/9-75-006, U.S. Environmental Protection Agency, Cincinnati, Ohio.
- EVANS, T. M., C. E. R. J. SEIDLER & M. W. LECHEVALLIER. 1981. Failure of the most-probable number techniques to detect coliforms in drinking water and raw water supplies. Appl. Environ. Microbiol. 41:130.
- SEIDLER, R. T. M. J. R. KAVFMAN, C. E. WARVICK & M. W. LECHEVALLIER. 1981. Limitations of standard coliform enumeration techniques. J. Amer. Water Works Assoc. 73:538.
- GERHARDS, P., Ed. 1981. Manual or Methods for General Bacteriology. American Soc. Microbiology, Washington, D.C.
- GREENÜERG, A. E. & D. A. HUNT, eds. 1985. Laboratory Procedures for the Examination of Seawater and Shellfish, 5.2 ed. American Public Health Assoc., Washington, D.C.

H. Procedimiento de NMP para coliformes fecales

Existen procedimientos de alta temperatura para separar microorganismos del grupo coliforme procedentes de fuentes fecales o no fecales. Las modificaciones de los procedimientos técnicos, la estandarización de los métodos y los detallados estudios de los miembros del grupo coliforme que se encuentran en las heces de algunos animales de sangre caliente, comparados con los procedentes de otras fuentes ambientales, han reafirmado la importancia de determinar los coliformes fecales. La prueba puede hacerse con uno de los métodos de tubos múltiples aquí descritos o por medio de los métodos de filtro de membrana que se describen en la sección 9222. El procedimiento en el que se emplea el medio EC proporciona una información adecuada sobre el origen del grupo coliforme (fecal o no fecal) cuando se utiliza en la prueba de confirmación. No debe utilizarse para el aislamiento directo de coliformes en el agua, ya que es necesario un enriquecimiento previo en un medio que se presuma infectado para conseguir un aislamiento óptimo de coliformes fecales. El procedimiento con medio líquido A-1 es un método de un solo paso que no requiere confirmación.

La prueba para coliformes fecales (con medio EC) es aplicable al estudio de la contaminación de corrientes, aguas naturales, sistema de tratamiento de aguas residuales, aguas de baño, aguas marinas y para el control general de la calidad de todo tipo de agua. Sin embargo, no se recomienda como sustituto de la prueba completa para coliformes en el estudio de las aguas potables, ya que en las mismas no se puede tolerar la presencia de ningún tipo de bacterias coliformes. La prueba utilizando medio A-1 es aplicable al agua del mar y a las aguas residuales tratadas.

1. Prueba para coliformes fecales (medio EC)

La prueba para coliformes fecales permite diferenciar entre los coliformes de origen fecal (intestino de los animales de sangre caliente) y los procedentes de otras fuentes, Utilícese medio EC o, para una prueba más rápida sobre la calidad de las aguas de mariscos y aguas residuales tratadas, medio A-1 en una prueba directa.

a) Medio EC:

Tríptosa o tripticasa	20,0 g
Lactosa	5,0 g
Mezcla de sales biliares o sales biliares n°3.....	1,5 g
Fosfato de hidrógeno dipotasio, K_2HPO_4	4,0 g
Fosfato de dihidrógeno potasio KH_2PO_4	1,5 g
Cloruro de sodio. NaCl	5,0 g
Agua destilada	1 L

Añádanse los ingredientes deshidratados al agua, mézclense cuidadosamente y caliéntense para disolverlos. El pH debe tener de $6,9 \pm 0,2$ después de la esterilización. Antes de esterilizar, colóquese la mezcla en los tubos de fermentación, cada uno con un Vial invertido, y con una cantidad de medio suficiente para que cubras al menos parcialmente, al vial después de la esterilización. Ciérrense los tubos con tapones de metal o de plástico resistente al calor.

b) Procedimiento: Estúdiense todos los tubos de fermentación presuntivos hayan mostrado alguna cantidad de gas o un fuerte crecimiento durante las 48 horas de incubación en la prueba de confirmación.

1. Agítense suavemente o gírense los tubos de fermentación que muestran gas o un fuerte crecimiento. Con un asa estéril de metal de 3 mm de diámetro o un aplicador de madera estéril, pásese el cultivo de cada tubo de fermentación al medio EC.

2. Incúbense los tubos con medio EC inoculados en un baño de agua a $44,5 \pm 0,2^{\circ}\text{C}$ durante 24 ± 2 horas. Deposítense todos los tubos con EC en un baño de agua antes de que transcurran 30 minutos de la inoculación y manténgase a una profundidad suficiente como para que el agua del baño esté a un nivel superior al que tiene el medio en los tubos.

c) Interpretación: Se considera como la aparición de gas en un medio EC a las 24 horas o menos de incubación. La falta de gas (a veces se produce crecimiento) constituye un resultado negativo, que indica que el origen de los microorganismos no es el aparato digestivo de los animales de sangre caliente. El NMP en los tubos con medio EC positivos se calcula en la forma descrita en la sección 9221 D.

2. Prueba directa de coliformes fecales (medio A-1)

a) Medio líquido A-1: A veces no se encuentra este medio en forma deshidratada, por lo que será preciso prepararlo a partir de sus ingredientes básicos.

Lactosa	5,0 g
Triptosa	20,0 g
Cloruro de sodio, NaCl	5,0 g
Salicina	0,5 g
Éter <i>p</i> -isooetilfenil de polietilenglicol	1,0 g
Agua destilada	1 L

Caléntese hasta la disolución de los ingredientes sólidos, añádase el éter *p*-isooetilfenil de polietilenglicol y ajústese el pH a $9,9 \pm 0,1$. Antes de esterilizar, se vierte la mezcla en tubos de fermentación con un vial invertido en cantidad suficiente como para cubrir al menos parcialmente el vial después de la esterilización. Ciérranse los tubos con tapón de metal o de plástico resistente al calor. Esterilícese pasándola por el autoclave a 121°C durante 10 minutos. Consérvese a oscuras a temperatura ambiente durante no más de 7 días. No importa que se forme precipitado.

Se prepara el medio con la potencia necesaria para que, al añadir 10 ml de la muestra, la concentración de los ingredientes no sea inferior a la marcada en el medio estándar. Para muestras de 10 ml, se prepara medio doblemente concentrado.

b) Procedimiento: Inocúlense tubos de medio líquido A-1, como se especifica en la sección 9221B.1b1). Incúbese durante 3 horas a $35 \pm 0,5$ °C. Pásense los tubos a un baño de agua a $44,5 \pm 0,2$ °C e incúbense durante otras 21 ± 2 horas.

c) Interpretación: La aparición de gas en cualquier cultivo en medio A-1 a las 24 horas o menos de incubación es una reacción positiva que indica la existencia de coliformes de origen fecal. Calcúlense el NMP a partir de los tubos positivos con medio A-1, en la forma descrita en la sección 9221 D.

3. Bibliografía

- PERRY, C, A. & A. HAJNA. 1933. A modified Eijkman medium. *J. Bacteriol.* 25:419.
- PERRY, C, A, & A. A. HAJNA. 1944. Further evaluation of EC medium for the isolation of coliform bacteria and *Escherichia coli*, *Amer. J. Pub.* 34:735.
- GELDREICH, E. E, H. F. CLARÉ, P. W. KABLER C. B. HUFF & R. H. BORDNER. 1958. The Coliform group. II. Reactions in EC medium at 45 °C. *Appl. Microbiol.* 6:347.
- GELDREICH, E. E., R. H, BORDNER, C. B. HUFF, H. F. CLARK & P. W. KADLER. 1962 Type distribution of coliform bacteria in the feces of warm-blooded animals. *J. Water Pollut. Control Fed.* 34:295.
- GELDREICH, E. E. 1966. Sanitary significance of fecal coliforms in the environment. FWPCA Publ. WP.20-3 (nov.). U.S. Dep. Interior, Washington, D.C.
- ANDREWS, W. H. & M. W. PRESNELL. 1972. Rapid recovery of *Escherichia coli* from estuarine water. *Appl. Microbiol.* 23:521.
- OLSON, B. H. 1978. Enhanced accuracy of coliform testing in seawater by a modification of the most-probable-number method. *Appl. Microbiol.* 36:438.

- STRANDRIDGE, J. H. & J. J. DELFINO. 1981. A-1 Medium: Alternative technique for fecal coliform organism enumeration in chlorinated wastewaters. *Appl. Environ. Microbiol.* 42:918.